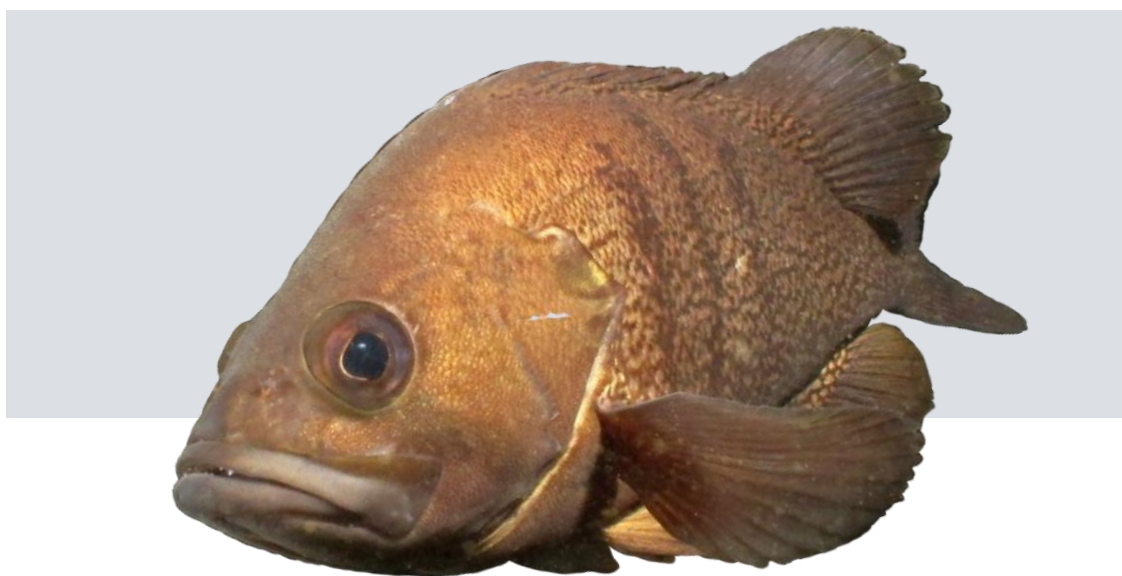


Parásitos de peces de interés comercial en la costa norpatagónica



Lic. Estefanía Bagnato

DIRECTORA: Dra. Florencia Cremonte

CO-DIRECTOR: Dr. Juan Tomás Timi

Trabajo de Tesis para optar por el Título de Doctor en Ciencias, área Biología
2017

Índice

AGRADECIMIENTOS	11
RESUMEN	13
ABSTRACT	15
INTRODUCCIÓN GENERAL	16
Objetivo General.....	19
MATERIALES Y METODOLOGÍA GENERAL	19
Área de estudio y metodología de captura.....	19
Hospedadores.....	22
Prospección parasitológica.....	27
Tratamiento de los parásitos.....	29
Determinación taxonómica mediante características morfológicas.....	31
Análisis moleculares como herramienta auxiliar en la determinación taxonómica.....	32
Capítulo 1. Los parásitos del mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) (Serranidae) de los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	34
INTRODUCCIÓN.....	34
Objetivo específico.....	35
MATERIALES Y MÉTODOS.....	36
RESULTADOS.....	36
Determinación taxonómica de los parásitos hallados en <i>Acanthistius patachonicus</i> en los golfos norpatagónicos.....	37
DISCUSIÓN.....	109
Capítulo 2. Ecología de poblaciones y comunidades de los parásitos del mero <i>Acanthistius</i> <i>patachonicus</i> (Jenyns) (Serranidae) y su posible utilización como marcadores de stocks en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	119
INTRODUCCIÓN.....	119
Objetivos específicos.....	123
MATERIALES Y MÉTODOS.....	123

Relación entre la abundancia y la prevalencia de las poblaciones parásitas con las variables ambientales y del hospedador evaluada a través de la aplicación de Modelos Lineales Generalizados.....	124
RESULTADOS.....	126
A nivel poblacional: descriptores cuantitativos poblacionales.....	126
Relación entre la abundancia y la prevalencia de las poblaciones parásitas con las variables ambientales y del hospedador evaluada a través de la aplicación de Modelos Lineales Generalizados.....	129
<i>Allobenedenia dischizosepta</i> (MONOGENOIDEA).....	129
<i>Prosorhynchus</i> sp. (DIGENEA).....	129
<i>Corynosoma</i> sp. (ACANTHOCEPHALA).....	130
Anisakidae gen. et sp. (NEMATODA).....	131
<i>Dichelyne</i> (<i>Cucullanellus</i>) <i>szidati</i> (NEMATODA).....	133
<i>Clavella</i> sp. (COPEPODA).....	134
Gnathiidae gen. et sp. (ISOPODA).....	135
Análisis de similitud para determinar si existen distintos stocks de meros en los golfos norpatagónicos.....	143
DISCUSIÓN.....	150
 Capítulo 3. Infección parasitaria en el escrúpalo <i>Sebastes oculatus</i> Valenciennes (Sebastidae) expuesto a distintos niveles de contaminación en el Golfo Nuevo, provincia del Chubut.....	158
INTRODUCCIÓN.....	158
Objetivos específicos.....	160
MATERIALES Y MÉTODOS.....	160
Área de estudio.....	160
Muestreo y procesamiento de los escrúpalos.....	161
Relación entre la abundancia y la prevalencia de las poblaciones parásitas con las variables ambientales y del hospedador evaluada a través de la aplicación de Modelos Lineales Generalizados.....	162
RESULTADOS.....	163

Relación entre la abundancia y la prevalencia de las poblaciones parásitas con las variables ambientales y la longitud total de los escrófalos evaluada a través de la aplicación de Modelos Lineales Generalizados.....	169
<i>Corynosoma</i> sp. (ACANTHOCEPHALA).....	170
Anisakidae gen. et sp. (NEMATODA).....	171
DISCUSIÓN.....	173
 Capítulo 4. Parásitos de peces provenientes de la pesca artesanal e industrial de Patagonia con énfasis en aquellos causantes de enfermedades zoonóticas.....	176
INTRODUCCIÓN.....	176
Objetivos específicos.....	180
MATERIALES Y MÉTODOS.....	180
RESULTADOS.....	180
DISCUSIÓN.....	190
 CONCLUSIONES.....	195
BIBLIOGRAFÍA.....	197

Índice de Tablas

Tabla 1. Especies parásitas de las principales especies de peces de arrecife de los golfos norpatagónicos y otras provenientes de la industria pesquera.....	14
Table 1. Parasite species of the main reef fish from north Patagonian Gulfs and others from fishery industry.....	14
Tabla 2. Especies de peces capturadas en los arrecifes de los golfos norpatagónicos.....	22
Tabla 1.1. Especies parásitas halladas en el mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) (Serranidae) de los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	37
Tabla 2.1. Promedio de longitud total, peso y número total de machos y hembras de meros <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en cada estación del año por sitio de captura en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	126
Tabla 2.2. Descriptores cuantitativos poblacionales de los parásitos hallados en el mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	127

Tabla 2.3. Descriptores cuantitativos poblacionales de los parásitos hallados en <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en cada estación del año por sitio de captura en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	128
Tabla 2.4. Modelos Lineales Generalizados (GLMs) seleccionados para la abundancia de las poblaciones de parásitos del mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en los golfos norpatagónicos.....	137
Tabla 2.5. Modelos Lineales Generalizados (GLMs) seleccionados para la prevalencia de las poblaciones de parásitos del mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en los golfos norpatagónicos.....	140
Tabla 2.6. Resumen de la significancia de los Modelos Lineales Generalizados (GLMs) seleccionados para la abundancia y la prevalencia de las siete especies parásitos más prevalentes de <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) de los golfos norpatagónicos.....	142
Tabla 2.7. Resultados de análisis de PERMANOVA de un factor de la raíz cuadrada de la abundancia de parásitos de larga permanencia entre infracomunidades de mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) (Serranidae) de los golfos norpatagónicos.....	145
Tabla 2.8. Resultados de comparaciones a posteriori de pares de la raíz cuadrada de la abundancia de parásitos de larga permanencia entre infracomunidades de mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) (Serranidae) de los golfos norpatagónicos.....	145
Tabla 3.1. Prevalencia (P), abundancia media (Am) e intensidad media (Im) con el desvío estándar (DE) para todos las especies de parásitos hallados en el escrófalo <i>Sebastes oculatus</i> Valenciennes (Sebastidae), en los sitios expuestos a la contaminación (EXP) y de referencia (REF) del Golfo Nuevo, capturados en dos estaciones del año.....	168
Tabla 3.2. Modelos Lineales Generalizados (GLMs) seleccionados para la abundancia de las poblaciones de parásitos del escrófalo <i>Sebastes oculatus</i> Valenciennes en el Golfo Nuevo, provincia del Chubut.....	169
Tabla 3.3. Ajuste de los modelos seleccionados para la abundancia y la prevalencia de los coparásitos a través del análisis de la Devianza (D^2).....	172
Tabla 4.1. Descriptores cuantitativos poblacionales de los parásitos hallados en el salmón de mar <i>Pseudoperca semifasciata</i> (Cuvier) en primavera y verano por localidad de captura del Golfo San José (GSJ), provincia del Chubut.....	182
Tabla 4.2. Descriptores cuantitativos poblacionales de los parásitos hallados en el turco <i>Pinguipes brasilianus</i> (Cuvier) en primavera y verano capturados en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	184

Tabla 4.3. Descriptores cuantitativos poblacionales de los parásitos hallados en la merluza común <i>Merluccius hubbsi</i> Marini (filetes) en otoño capturadas en Bahía Grande, provincia de Santa Cruz.....	186
Tabla 4.4. Descriptores cuantitativos poblacionales de los parásitos hallados en la merluza común <i>Merluccius hubbsi</i> Marini (enteras) en otoño capturadas en Bahía Grande, provincia de Santa Cruz.....	187
Tabla 4.5. Descriptores cuantitativos de los anisákidos (Nematoda) zoonóticos hallados en las distintas especies de peces marinos de interés comercial de Patagonia.....	189

Índice de Figuras

Figura 1. Mapa de los golfos norpatagónicos y de los sitios donde se realizaron los muestreos de los peces de arrecife.....	20
Figuras 2-6. Fotografías de los muestreos de peces en Golfo San José, Península Valdés.....	21
Figuras 7-11. Las especies de peces muestreados.....	27
Figuras 12-17. Fotografías de procesamiento de los peces en el laboratorio.....	28
Figuras 18-26. Fotografías de algunos de los ítems presa ingeridos por algunos de los peces capturados.....	29
Figuras 27-30. Fotografías del tratamiento de los nematodes hallados en filet de mero.....	31
Figura 1.0. Frecuencia de ítems presa halladas en el mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) (Serranidae) de los Golfos Nuevo y San José.....	36
Figuras 1.1-1.2. Larva de tipo tetrafilídeo (Cestoda) en ciegos pilóricos e intestino de mero <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.	40
Figuras 1.3-1.6. <i>Allobenedenia dischizosepta</i> (Suriano, 1975) (Monogenoidea: Capsalidae: Trochopodinae) en branquias de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	46
Figura 1.7. Genitalia de <i>Allobenedenia dischizosepta</i> (Suriano, 1975) (Monogenoidea: Capsalidae: Trochopodinae) en branquias de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	47
Figuras 1.8-1.12. <i>Allobenedenia dischizosepta</i> (Suriano, 1975) (Monogenoidea: Capsalidae: Trochopodinae) en branquias de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	48
Figuras 1.13-1.15. Metacercaria de <i>Proisorhynchus</i> sp. (Digenea: Bucephalidae) en aletas de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	52

Figuras 1.16-1.19. Metacercaria de <i>Proisorhynchus</i> sp. (Digenea: Bucephalidae) en aletas de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	53
Figuras 1.20-1.22. Metacercaria de <i>Proisorhynchus</i> sp. (Digenea: Bucephalidae) en aletas, ojos y corazón de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	54
Figuras 1.23-1.24. <i>Lecithochirium</i> sp. (Digenea: Hemiuridae) en estómago de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	58
Figuras 1.25-1.27. <i>Lecithocladium cristatum</i> (Rudolphi, 1819) (Digenea: Hemiuridae) en estómago de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico....	62
Figuras 1.28-1.29. Larva cistacanta de <i>Corynosoma</i> sp. (Acanthocephala: Polymorphidae) en mesenterio de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	67
Figuras 1.30-1.33. Larva cistacanta de <i>Corynosoma</i> sp. (Acanthocephala: Polymorphidae) en mesenterio de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, fotografías al microscopio óptico.....	68
Figuras 1.34-1.35. Larva III de Anisakidae gen. et sp. (Nematoda: Anisakidae) en mesenterio de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, fotografías al microscopio óptico.....	72
Figuras 1.36-1.38. Larva III de <i>Anisakis</i> sp. (Nematoda: Anisakidae) en mesenterio de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	76
Figuras 1.39-1.41. Larva III de <i>Pseudoterranova cattani</i> George-Nascimento & Urrutia, 2000 (Nematoda: Anisakidae) en mesenterio de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	81
Figuras 1.42-1.47. Larva III de <i>Pseudoterranova cattani</i> George-Nascimento & Urrutia, 2000 (Nematoda: Anisakidae) en mesenterio de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	82
Figuras 1.48-1.50. Larva III de <i>Pseudoterranova cattani</i> George-Nascimento & Urrutia, 2000 (Nematoda: Anisakidae) en mesenterio de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. Fotografías al microscopio electrónico de barrido.....	83
Figuras 1.51-1.60. <i>Dichelyne</i> (<i>Cucullanellus</i>) <i>szidati</i> (Nematoda: Cucullanidae) en intestino de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, dibujos tomados y modificados de Timi & Sardella (2002).....	87

Figuras 1.61-1.65. <i>Dichelyne</i> (<i>Cucullanellus</i>) <i>szidati</i> (Nematoda: Cucullanidae) en intestino de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, dibujos tomados y modificados de Timi & Sardella (2002).....	88
Figuras 1.66-1.69. <i>Dichelyne</i> (<i>Cucullanellus</i>) <i>szidati</i> (Nematoda: Cucullanidae) en intestino de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	89
Figuras 1.70-1.73. Dracunculoidea fam. gen. et sp. (Nematoda) en ojo de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	92
Figuras 1.74-1.79. <i>Clavella</i> sp. (hembra) (Copepoda, Lernaepodidae) en aletas de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	96
Figuras 1.80-1.85. <i>Clavella</i> sp. (hembra) (Copepoda: Lernaepodidae) en aletas de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	97
Figuras 1.86-1.89. <i>Clavellotis</i> sp. (hembra) (Copepoda: Lernaepodidae) en arcos branquiales de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	100
Figuras 1.90-1.92. <i>Clavellotis</i> sp. (hembra) (Copepoda: Lernaepodidae) en arcos branquiales de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	101
Figuras 1.93-1.97. Larva praniza de Gnathiidae gen. et sp. (Isopoda) en superficie corporal y aletas de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico..	106
Figuras 1.98-1.100. Larva praniza de Gnathiidae gen. et sp. (Isopoda) en superficie corporal y aletas de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico..	107
Figuras 1.101-1.106. Gnathiidae gen. et sp. (Isopoda) de <i>Acanthistius patachonicus</i> de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico.....	108
Figuras 2.1-2.2. Gráficos de línea de abundancia (2.1) y prevalencia (2.2) total por estación del año de <i>Allobenedenia dischizosepta</i> (Suriano, 1975) (Monogenoidea) del mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	129
Figuras 2.3-2.4. Gráficos de líneas (matplots) de abundancia total por estación (2.3) y prevalencia total (2.4) por longitud total, de <i>Prosorhynchus</i> sp. (Digenea) del mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	130
Figuras 2.5-2.6. Gráficos de líneas (matplots) de abundancia (2.5) y prevalencia total (2.6) por estación de <i>Corynosoma</i> sp. (Acanthocephala) del mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	131
Figura 2.7. Gráficos de regresión de Poisson para la abundancia de <i>Corynosoma</i> sp. (Acanthocephala) del mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	131

Figuras 2.8-2.9. Gráficos de puntos (matplots) de abundancia total (2.8) y prevalencia total (2.9) por estación del año de Anisakidae gen. et sp. (Nematoda) del mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	132
Figuras 2.10-2.11. Gráficos de regresión de Poisson para la abundancia (2.10) y de regresión logística para la prevalencia total (2.11) de Anisakidae gen. et sp. (Nematoda) del mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	133
Figuras 2.12-2.13. Gráficos de puntos (matplots) de abundancia total por estación (2.12) y prevalencia total (2.13) por estación de <i>Dichelyne</i> (C.) <i>szidati</i> (Nematoda) del mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	134
Figuras 2.14-2.15. Gráficos de líneas (matplots) de abundancia (2.14) y prevalencia total (2.15) por estación de <i>Clavella</i> sp. (Copepoda) del mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	135
Figuras 2.16-2.17. Gráficos (matplots) de puntos de abundancia (2.16) y prevalencia total (2.17) por estación de Gnathiidae gen. et sp. (Isopoda) del mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	136
Figuras 2.18-2.19. Gráficos de regresión de Poisson para la abundancia (2.18) y de regresión logística para la prevalencia total (2.19) de Gnathiidae gen. et sp. de <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.....	136
Figura 2.20. Escalamiento multidimensional no métrico basado en remuestreos de las infracomunidades de parásitos de larga permanencia en cuatro muestras de mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) (Serranidae) provenientes del Golfo Nuevo, provincia del Chubut.....	144
Figuras 2.21. Escalamiento multidimensional no métrico basado en remuestreos de las infracomunidades de parásitos de larga permanencia en cuatro muestras de mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) (Serranidae) provenientes del Golfo San José, provincia del Chubut.....	145
Figura 2.22. Escalamiento multidimensional no métrico de las comunidades componentes de parásitos persistentes en ocho muestras de mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) (Serranidae) provenientes de los golfos norpatagónicos, basado en valores de similitud de Bray-Curtis de las abundancias medias parasitarias transformadas mediante raíz cuadrada.....	146
Figura 2.23. Cladogramas de similitud de las comunidades componentes de parásitos persistentes en ocho muestras de mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) (Serranidae) provenientes de los golfos norpatagónicos, basado en valores de similitud de Bray-Curtis de las abundancias medias parasitarias transformadas mediante raíz cuadrada.....	147

Figura 2.24. Escalamiento multidimensional no métrico de las comunidades componentes de parásitos persistentes en ocho muestras de mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) (Serranidae) provenientes de los golfos norpatagónicos.....	148
Figura 2.25. Cladogramas de similitud de las comunidades componentes de parásitos persistentes en ocho muestras de mero <i>Acanthistius patachonicus</i> (Jenyns) (Serranidae) provenientes de los golfos norpatagónicos.....	149
Figura 3.1. Mapa del área de estudio y sitios de muestreo. EXP: “Muelle Almirante Storni” sitio expuesto a contaminación; REF: sitios de referencia (tomado de Sueiro & Palacios, 2016).....	161
Figuras 3.2-3.11. Algunos de los parásitos hallados en el escrófalo <i>Sebastes oculatus</i> Valenciennes (Sebastidae) del Golfo Nuevo, provincia del Chubut.....	165
Figuras 3.12-3.19. Algunos de los parásitos hallados en el escrófalo <i>Sebastes oculatus</i> Valenciennes (Sebastidae) del Golfo Nuevo, provincia del Chubut.....	166
Figuras 3.20-3.23. Algunos de los parásitos hallados en el escrófalo <i>Sebastes oculatus</i> Valenciennes (Sebastidae) del Golfo Nuevo, provincia del Chubut.....	167
Figuras 3.24-3.25. Gráficos de línea de abundancia (3.24) y prevalencia (3.25) total por estación del año de <i>Corynosoma</i> sp. (Acanthocephala) del escrófalo <i>Sebastes oculatus</i> Valenciennes del Golfo Nuevo, provincia del Chubut.....	170
Figura 3.26. Gráficos de puntos de la abundancia de <i>Corynosoma</i> sp. (Acanthocephala) y la longitud total (mm) del escrófalo <i>Sebastes oculatus</i> Valenciennes del Golfo Nuevo, provincia del Chubut.....	171
Figuras 3.27-3.28. Gráficos de línea de abundancia (3.27) y prevalencia (3.28) total por estación del año de Anisakidae gen. et sp. (Nematoda) del escrófalo <i>Sebastes oculatus</i> Valenciennes del Golfo Nuevo, provincia del Chubut.....	171
Figura 3.29. Gráficos de puntos de la abundancia de Anisakidae gen. et sp. (Nematoda) y la longitud total (mm) del escrófalo <i>Sebastes oculatus</i> Valenciennes del Golfo Nuevo, provincia del Chubut.....	172
Figuras 4.1-4.10. Algunos de los parásitos hallados en el salmón de mar <i>Pseudoperca semifasciata</i> (Cuvier) (Pinguipedidae) del Golfo San José, provincia del Chubut.....	183
Figuras 4.11-4.18. Algunos de los parásitos hallados en el turco <i>Pinguipes brasiliensis</i> Cuvier (Pinguipedidae) de los golfos norpatagónicos (San José y Nuevo), provincia del Chubut.....	185
Figuras 4.19-4.33. Algunos de los parásitos hallados en la merluza común <i>Merluccius hubbsi</i> Marini (Merlucciidae) de Bahía Grande, provincia de Santa Cruz.....	188

A mis papás Graciela y José Luis, y a mi hermano Francisco

A mi familia y amigas

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar quisiera agradecer a mi familia, a mis papás, Graciela y José Luis, porque sin su apoyo incondicional no hubiese podido. A mi hermano Francisco por estar siempre. Gracias!!!

A mi Directora, la Dra. Florencia Cremonte (IBIOMAR CCT CONICET -CENPAT) por todo el apoyo y la ayuda incondicional en el desarrollo de esta tesis, por ayudarme a tirar para adelante, alentarme y sobre todo por confiar en mí para esta investigación y compartir el gusto de estudiar estos organismos tan particulares.

A mi co-director, el Dr. Juan Tomás Timi (UNMDP-CONICET) por su ayuda específicamente con su tema de trabajo, pero también en general por estar siempre, haberme abierto las puertas de su laboratorio y compartir su conocimiento, lo que me llevo a conocer lindas personas.

Al Instituto de Biología de Organismos Marinos (IBIOMAR CCT CONICET- CENPAT) por brindarme la infraestructura necesaria para el desarrollo de este trabajo.

Al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET) y a la Secretaría de Ciencia, Tecnología e Innovación Productiva del Gobierno del Chubut (SCTeIP), por el otorgamiento de esta Beca Doctoral con la cual se realizó esta tesis.

A la Subsecretaría de Conservación del Área Natural Protegida Península Valdés, Secretaría de Pesca y Dirección de Flora y Fauna de la provincia de Chubut por los permisos para los muestreos en los golfos norpatagónicos.

A Carmen Gilardoni por enseñarme con tan buena voluntad y paciencia muchas de las técnicas utilizadas para trabajar con parásitos, a realizar diferentes análisis estadísticos, por hacerme partícipe de muchas salidas de campo, trabajos y, sobre todo por estar siempre, no solo conmigo sino con todo el grupo del laboratorio de parasitología, una gran persona y compañera!

A mis compañeras de trabajo: Emilia Diez por acompañarme en las campañas, sacar varias de las fotos del muestreo de esta tesis, por estar siempre, con una palabra de aliento para seguir adelante; a Gisele Di Giorgio por el apoyo en momentos difíciles, por siempre tener una oreja para escuchar y haberme acompañado en varios viajes en reiteradas oportunidades, en campañas y en varios cursos. Gracias a todas, a Nuria Vázquez, Antonela Frizzera, Natusha Glasinovich, Muriel Demetrio por compartir tantas tardes de mate y charlas para distender el trabajo.

A Julia Díaz por compartir lindas charlas y haberme provisto de material necesario para realizar esta tesis y otros trabajos científicos.

A los pescadores artesanales Ramiro Almirón, Darío Díaz, Manolo de Golfo San José, a los buzos del CCT CONICET-CENPAT Julio César Rúa (Bocha), Ricardo Bruno Vera (Bebo), Emilia González, Néstor Ortiz, Fabián Quiroga por ayudarme a capturar los peces durante todo el año.

A Jaime Groizard por la toma de las fotografías de microscopía electrónica de barrido (ALUAR S.A.), su buena onda y predisposición.

A Javier Klaich por asesorarme, con muy buena predisposición, con parte de la estadística realizada en esta tesis.

Al Dr. Atila Gosztonyi por la ayuda en la determinación taxonómica de los peces capturados.

A Daniel Roccatagliata por ayudarme en la determinación de los isópodos parásitos.

A Norma Del Valle, Gisele Di Giorgio y Mariana Piunca del CCT CONICET-CENPAT por ayudarme con la realización de los cortes histológicos.

A la gente de ALPESCA S. A. por su amabilidad y predisposición para la donación de los peces, especialmente a Darío Tsablis, Jefe de control de calidad, de dicha planta.

A las Dras. María Cruz Sueiro y Gabriela Palacios por el ofrecimiento de los escrúfalos capturados en Golfo Nuevo e incorporarme como parte de su trabajo científico y en su proyecto de investigación.

A Marina Flores por ayudarme a prospectar los escrúfalos del Golfo Nuevo.

A la Dra. Lía Lunaschi, curadora de la Colección de Helmintología del Museo de La Plata y al Dr. Sergio Martorelli por habernos facilitado material necesario para la determinación taxonómica de una especie de parásito descripta en esta tesis.

A la Dra. Sofía López del INIDEP de Mar del Plata por haberme facilitado información sobre el mero, uno de los peces estudiados en esta tesis.

A mis amigas y conocidos por ayudarme y estar siempre apoyándome en los momentos más difíciles, a Ana, Vale, Romi, Carmen, Gise, Emi, Melania, Aldana por estar siempre. A Nicolás por estar presente en gran parte del desarrollo de esta tesis y ayudarme en muchas cosas personales, a Gonzalo Martínez por los videos de los peces.

GRACIAS A TODOS!!

RESUMEN

En este trabajo se describió la parasitofauna y la ecología de poblaciones y comunidades de los parásitos del mero, *Acanthistius patachonicus*, uno de los peces más abundantes de los arrecifes de los golfos de la provincia del Chubut. Las cargas parasitarias que albergan los meros en los arrecifes de aguas templadas de los golfos están principalmente determinadas por las variaciones a microescala en las condiciones ambientales y biológicas de los arrecifes. A esta variabilidad espacial dentro de cada arrecife se suman el comportamiento del hospedador (alta fidelidad al refugio y escasa vagilidad) y las limitaciones a su distribución impuestas por la disponibilidad de refugios. Esta combinación de factores resulta en una alta heterogeneidad en la estructura de las comunidades dentro y entre los golfos que supera las variaciones que sería esperable observar a mayores escalas, es decir entre golfos con condiciones oceanográficas diferentes. En definitiva el uso de parásitos como marcadores biológicos para la determinación de estructura poblacional de peces parece no ser aplicable a las especies que habitan en ambientes tan complejos y heterogéneos como los arrecifes.

Además, se relevaron los parásitos hallados en otro de los peces más abundantes de los arrecifes del Golfo Nuevo, el escrófalo *Sebastes oculatus* en sitios expuestos y no expuestos a la contaminación, relacionando la prevalencia y la abundancia de los cuatro parásitos más prevalentes hallados en función de algunas variables explicatorias (sitio, estación del año, longitud total). No se corroboró la predicción de que los índices parasitarios deberían ser más altos en peces expuestos a contaminación dado que los mismos, con sus parámetros inmunológicos y del estado de salud alterados, deberían ser más susceptibles a las infecciones parasitarias. Estos hallazgos resaltan la complejidad de las interacciones hospedador-parásito-medio ambiente en relación con la contaminación en aguas marinas.

Por último se identificaron y cuantificaron los parásitos del turco *Pinguipes brasilianus* y del salmón de mar *Pseudoperca semifasciata* de interés en la pesca artesanal de los golfos Nuevo y San José. A la vez, que se identificaron y cuantificaron las especies de parásitos presentes en la merluza común *Merluccius hubbsi* procesada en una planta pesquera de la ciudad de Puerto Madryn; con énfasis en aquellas especies causantes de anisakidosis y que disminuyen la calidad de los productos destinados al consumo humano. Principalmente se hallaron larvas III de nematodes anisákidos. Se registró una prevalencia mayor en mesenterios que en músculo, es decir, en filetes para consumo humano, lo que reduciría en gran medida la transmisión de la anisakidosis a la población humana.

Todas las especies de parásitos halladas se pueden observar en la Tabla 1.

Tabla 1. Especies parásitas de las principales especies de peces de arrecife: *Acanthistius patachonicus* (mero), *Sebastes oculatus* (escrófalo), *Pinguipes brasilianus* (turco), *Pseudopercis semifasciata* (salmón de mar) de los golfos norpatagónicos y otras provenientes de la industria pesquera: *Merluccius hubbsi* (merluza común) de la zona de Bahía Grande, Santa Cruz.

Table 1. Parasite species of the main reef fish: *Acanthistius patachonicus* (Argentine sea bass), *Sebastes oculatus* (Patagonian rockfish), *Pinguipes brasilianus* (Brazilian sandperch), *Pseudopercis semifasciata* (Argentine sandperch) from north Patagonian Gulfs and others from fishery industry: *Merluccius hubbsi* (Argentine hake) from Bahía Grande zone, Santa Cruz.

Especies de peces (Fish species)/Especies de parásitos (Parasite species)	Mero (Argentine sea bass)	Escrófalo (Patagonian rockfish)	Turco (Brazilian sandperch)	Salmón de mar (Argentine sandperch)	Merluza común (Argentine hake)
Protozoa					<i>Kudoa</i>
Myxosporidia					<i>rosenbuschi</i>
Platyhelminthes					
Cestoda	Larva de tipo tetrafilídeo	Larva de tipo tetrafilídeo	Larva de tipo tetrafilídeo	Larva de tipo tetrafilídeo	<i>Cleistobothrium cristinae</i>
			Trypanorhyncha fam. gen. et sp.		
Monogenoidea	<i>Allobenedenia dischizosepta</i>	<i>Microcotyle</i> sp.	<i>Microcotyle pseudopercis</i>	<i>Microcotyle pseudopercis</i>	<i>Anthocotyle merlucii</i>
Digenea	<i>Lecithochirium</i> sp.		<i>Ectenurus</i> sp.	Hemiuridae gen. et sp.	<i>Elytrophalloides oatesi</i>
			<i>Neolebouria georgenascimentoi</i>	<i>Neolebouria georgenascimentoi</i>	<i>Derogenes varicus</i>
	<i>Lecithocladium cristatum</i>		<i>Diptherostomum</i> sp.	<i>Bucephalus</i> sp.	
	<i>Prosorhynchus</i> sp.	Bucephalidae gen. et sp.	Bucephalidae gen. et sp.	<i>Prosorhynchus</i> sp.	
Nematoda	<i>Dichelyne</i> (<i>Cucullanellus</i>) <i>szidati</i>	<i>Dichelyne</i> sp.		<i>Dichelyne</i> sp.	<i>Contracaecum</i> sp.
	<i>Anisakis</i> sp.	<i>Anisakis</i> sp.		<i>Anisakis</i> sp.	<i>Anisakis</i> sp.
	<i>Pseudoterranova cattani</i>	<i>Pseudoterranova</i> sp.	<i>Pseudoterranova</i> sp.	<i>Pseudoterranova</i> sp.	<i>Hysterothylacium aduncum</i>
	Dracunculoidea	<i>Ascarophis</i> sp.		<i>Paracapillaria argentinensis</i>	
Acanthocephala	<i>Corynosoma</i> sp.	<i>Corynosoma</i> sp.	<i>Corynosoma</i> sp.	<i>Corynosoma</i> sp.	
Arthropoda					
Copepoda	<i>Clavella</i> sp.		<i>Trifur tortuosus</i>	<i>Trifur tortuosus</i>	
	<i>Clavellotis</i> sp.	<i>Clavellotis sebastidis</i>			
Isopoda	Gnathiidae gen. et sp.	Gnathiidae gen. et sp.	Gnathiidae gen. et sp.	Gnathiidae gen. et sp.	

ABSTRACT

In this work the parasitic fauna and the ecology of parasite populations and communities of the Argentine sea bass, *Acanthistius patachonicus*, one of the most abundant fish of the reefs in the gulfs of the Chubut province, were described. The parasitic loads harbored by the sea basses at the reefs in temperate waters of the gulfs are mainly determined by microscale variations in the environmental and biological conditions such environments. In addition to this spatial variability within each reef, the behavior of the host (high fidelity to refuge and low vagility) and the limitations to their distribution imposed by the availability of shelters also act on abundance and distribution of parasites. This combination of factors results in a high heterogeneity in the structure of the communities within and between the gulfs that exceeds those variations that would be expected to be observed at higher scales, that is to say between gulfs with different oceanographic conditions. In short, the use of parasites as biological markers for determining the population structure of fish seems not to be applicable to species living in environments as complex and heterogeneous as the reefs.

In addition, the parasites found in another of the most abundant fish of the reefs of Nuevo Gulf, the Patagonian rockfish *Sebastes oculatus*, were compared between sites exposed and not exposed to contamination, relating the prevalence and abundance of the four most prevalent parasites found based with some explanatory variables (site, season, size). The prediction that parasite indexes should be higher in fish exposed to contamination due to their immunological and altered health status parameters, which make them more susceptible to parasitic infections, was not corroborated. These findings highlight the complexity of host-parasite-environment interactions in relation to pollution in marine waters.

Finally, the parasites of the Brazilian sandperch *Pinguipes brasilianus* and the Argentine sandperch *Pseudoperca semifasciata* of interest in the artisanal fishing of the Nuevo and San José gulfs were identified and quantified. At the same time, the species of parasites present in the hake *Merluccius hubbsi* processed in a fishing plant in the city of Puerto Madryn were identified and quantified; with emphasis on those species that cause anisakidosis and that reduce the quality of products intended for human consumption. Mainly larvae III of anisakid nematodes were found. It was observed that the highest prevalence was registered in mesentery and not in muscle, that is, fillets for human consumption, which would greatly reduce the transmission of anisakidosis to the human population. All the parasite species found can be seen in Table 1.

INTRODUCCIÓN GENERAL

Los biólogos abordan el estudio de los parásitos desde diferentes ángulos: algunos están interesados en su fisiología, otros en su ecología, o aspectos médicos y económicos, por mencionar sólo algunos. En consecuencia, las definiciones de parasitismo varían mucho, reflejando los intereses de investigación y los sesgos de los investigadores particulares. Se entiende por parasitismo una estrecha asociación de dos organismos, en los cuales uno (el parásito) depende del otro (el hospedador) derivando algún beneficio de él. Este beneficio a menudo es el alimento (Rohde, 2005). Goater et al. (2014) consideran que un parásito depende metabólicamente de su hospedador, posee adaptaciones morfológicas y fisiológicas para vivir en o sobre él y tiene el potencial de disminuir la eficacia biológica del hospedador.

Como estrategia de vida, el parasitismo es una de las formas más exitosas y diseminadas sobre la Tierra (Windsor, 1998), se estima que más del 50% de todas las especies de plantas y animales son parásitas en algún momento de sus ciclos de vida (Goater et al., 2014). Los parásitos son componentes casi invisibles de las comunidades, se mueven en la cadena trófica, generan demandas energéticas, alteran el comportamiento de sus hospedadores, pueden aumentar la mortalidad, disminuir la natalidad, afectar el crecimiento y el estado nutricional, así como también pueden causar daño directo o indirecto a especies de importancia económica o adquirir proporciones epidémicas (Marcogliese & Price, 1997).

Particularmente, los helmintos con ciclos de vida complejos poseen un importante valor en las interpretaciones ecológicas de sus hospedadores, ya que muchos utilizan las cadenas alimenticias para alcanzar a los mismos (Marcogliese & Cone, 1997). En este sentido, algunos endoparásitos dependen de interacciones tróficas para su persistencia y el hallazgo de un parásito en un hospedador determinado indica que otros hospedadores requeridos para la transmisión se hallan presentes en esa comunidad (Marcogliese & Cone, 1997). Dentro de este contexto ecológico los parásitos pueden indicar la posición del hospedador dentro de la trama trófica, el uso que realizan de diferentes microhábitats y el tiempo que transcurren en ellos y los posibles cambios de dieta durante su ciclo de vida (Brooks & Hoberg, 2000).

Muchas especies de peces marinos se comportan como hospedadores definitivos, intermediarios y/o paraténicos de helmintos parásitos, al albergar estadios adultos y/o larvales. Diferentes aspectos ecológicos de los sistemas parasitarios de peces marinos han sido estudiados desde hace varias décadas (e.g. Rohde, 2005). Su importancia ecológica, económica y sanitaria se ha hecho cada vez más evidente para la comunidad científica. En este sentido, gran cantidad de especies parásitas

afectan a los peces, restándoles valor comercial, limitando sus poblaciones y ocasionando mortalidades masivas (Rohde, 2005; Woo, 2006).

Es clave contar con una buena base taxonómica para realizar estudios relacionados con la ecología de las poblaciones y comunidades de parásitos en sus poblaciones; ya que de lo contrario no se obtendrían resultados robustos y confiables. La taxonomía es esencial para el entendimiento fundamental de la biodiversidad y su conservación (Bicudo, 2004). La falta de resolución taxonómica, o una taxonomía deficiente, compromete seriamente el avance de muchas disciplinas y con ello, gran parte del cuerpo teórico de las ciencias naturales. Se han identificado, por ejemplo, diferentes especies de merluza con una morfología similar que están incorrectamente etiquetadas/identificadas y distribuidas en grandes mercados europeos. Esto ha provocado que la explotación de ambas especies se esté llevando a cabo de manera inadecuada y ponga en riesgo, tanto su conservación como el manejo de sus poblaciones, por parte de la industria pesquera (Noriega et al., 2015).

Los parásitos son, sin duda, un componente importante de la biodiversidad (Poulin & Morand, 2004) y de los ecosistemas (Hudson, 2004) y merecen recibir un interés apropiado. Sin embargo, la parasitología ha estado a menudo mal considerada y todavía está subrepresentada en los libros de texto (Nichols & Gómez, 2011). Con la disminución progresiva del número de parasitólogos entrenados en sistemática (Cribb, 2004; Poulin & Leung, 2010) es probable que la recolección de parásitos sea realizada por investigadores o técnicos que no han recibido una formación completa en métodos parasitológicos. Además, el desarrollo de la sistemática molecular exige que las muestras se recolecten en condiciones adecuadas, tanto para los métodos morfológicos como moleculares, y este no es el caso de la mayoría de los métodos publicados en trabajos clásicos o manuales (Justine et al., 2012).

Las comunidades de parásitos de peces son sistemas ecológicos altamente complejos y dinámicos, que resultan de la interacción de los procesos evolutivos y ecológicos que actúan juntos en múltiples niveles (Alarcos & Timi, 2012). El incremento en el conocimiento de los ciclos de vida y de la ecología de los parásitos de peces marinos ha permitido su utilización como indicadores biológicos; su uso también ha sido apoyado por su fiabilidad, probada en estudios holísticos cuando se los incorpora en diseños de muestreo multidisciplinarios. En consecuencia, los parásitos están siendo cada vez más utilizados en todo el mundo como marcadores biológicos para la discriminación de las poblaciones de peces, especialmente de especies comercialmente valiosas, existiendo un número cada vez mayor de publicaciones sobre parásitos marcadores y la difusión de la metodología ha sido recientemente documentadas (Timi & Mackenzie, 2015).

En el Mar Argentino existen aproximadamente 60 especies de peces de interés comercial (Cousseau & Perrotta, 2013); aquellas procedentes de la pesca artesanal en Península Valdés y áreas adyacentes son aproximadamente 17, incluyendo el cazón vitamínico, pez gallo, gatopardo, gatuzo, rayas, pejerrey cola amarilla, pejerrey lagunero, pejerrey de tosca, cornalito, róbalo, turco, salmón de mar, merluza común, lisa, caballa, anchoíta, lenguado (Ascoli, 2009). Específicamente del área de Península Valdés sólo se conocen algunos de los parásitos que afectan a 5 especies de peces teleósteos, como es el caso del turco de la zona de Bahía Cracker, Golfo Nuevo (Timi et al., 2008), del salmón de mar de la zona frente a Península Valdés (Timi & Lanfranchi, 2009a) y de los pejerreyes (de cola amarilla y lagunero) y róbalo de los golfos San José y Nuevo (Carballo et al., 2011). Entre los parásitos más abundantes hallados en los peces de interés comercial y muy utilizados como marcadores biológicos (de larga permanencia) se encuentran los nematodos ascaridoideos, *Anisakis simplex* s.l., *Pseudoterranova* spp. y *Contracaecum* spp., los que a su vez son causantes de zoonosis, como es la anisakidosis, en donde las larvas presentes en filete de pescado o calamar se transmiten al hombre al ser ingeridos como productos crudos o poco cocidos. A su vez, *Kudoa rosenbuschi* es un conocido myxosporidio que también, al igual que los anisákidos, malogran la calidad del filete de la merluza común y está presente en la zona de interés de este estudio (Sardella & Timi, 2004).

Debido a la escasez de información sobre las comunidades de parásitos de peces de arrecife de Península Valdés se plantea la importancia de abordar este estudio, con el fin de determinar el rol que estos peces cumplen en la transmisión de las distintas especies de macroparásitos entre los depredadores de la región y su posible uso como marcadores biológicos de stocks. A su vez, se aporta al conocimiento de una potencial zoonosis, como es la anisakidosis, a través del estudio de larvas de nematodos y otros parásitos que también malogran la calidad del filete que se destina a consumo humano.

Objetivo General

Relevar la presencia y abundancia de parásitos en peces de interés comercial, principalmente del mero *Acanthistius patachonicus* y del esgrúfalo *Sebastes oculatus*, con énfasis en los parásitos potencialmente zoonóticos y/o deletéreos de la calidad de los productos pesqueros de Patagonia.

MATERIALES Y METODOLOGÍA GENERAL

Área de estudio y metodología de captura

El trabajo se llevó a cabo en los golfos norpatagónicos, Golfo Nuevo y Golfo San José, Península Valdés, provincia del Chubut, Argentina (Fig.1, realizada con el software QGIS versión 2.16.2.). El istmo Ameghino une a la Península Valdés con el continente y separa el Golfo Nuevo hacia el sur y el Golfo San José hacia al norte (Fig. 1). La región de los golfos norpatagónicos constituye una de las regiones oceanográficas más importantes de la Plataforma Continental Argentina y está conformada por los golfos Nuevo, San José y San Matías. La conexión de los golfos con aguas externas depende principalmente de las dimensiones y batimetría existente en la boca de cada golfo (Tonini & Palma, 2011). Los factores físicos que controlan la circulación oceánica en la región están caracterizados por grandes amplitudes de marea, intensos vientos del oeste y un importante intercambio de calor y masa con la atmósfera (Tonini & Palma, 2011). Los golfos Nuevo y San José son pequeños, con superficies de aproximadamente 2.400 km² y 800 km² respectivamente; son cerrados y poseen bocas estrechas. Los golfos tienen áreas poco profundas, las cuales restringen sus comunicaciones con el mar abierto. Su profundidad se incrementa considerablemente hacia el interior, alcanzando más de 180 metros en el caso del Golfo Nuevo (Rivas & Beier, 1990).

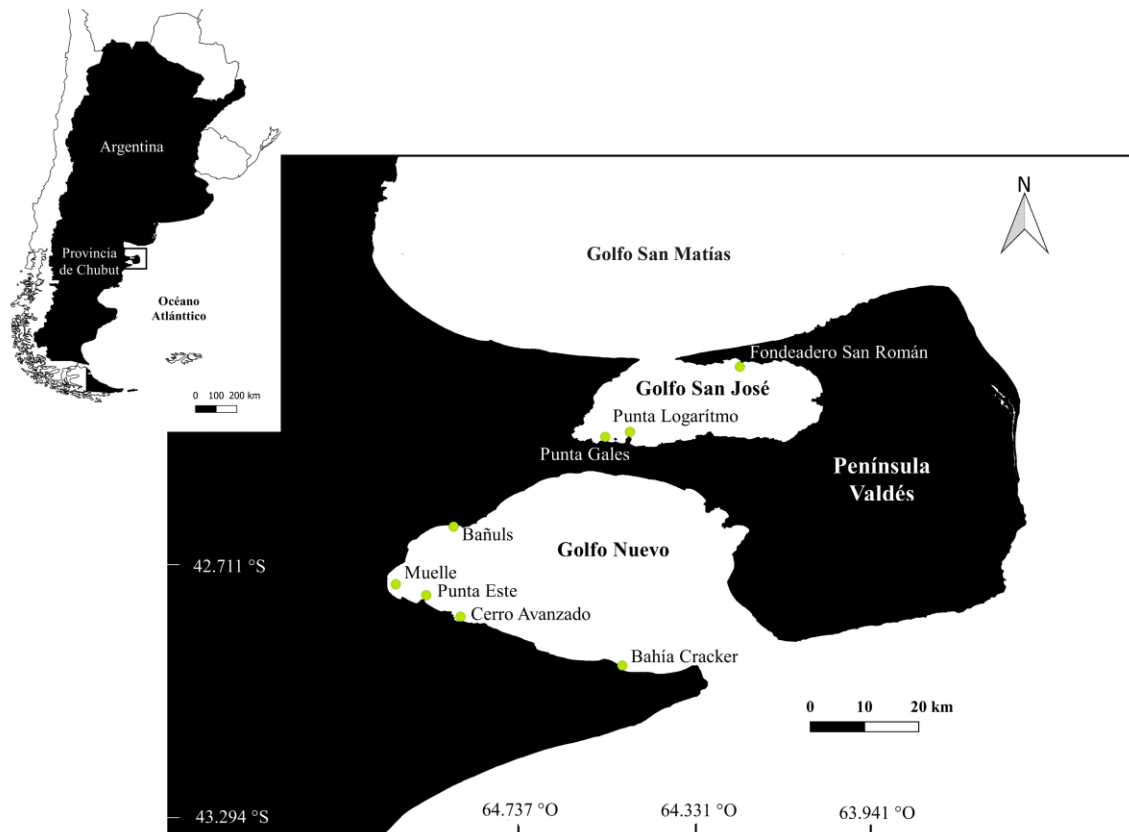


Figura 1. Mapa de los golfos norpatagónicos y de los sitios donde se realizaron los muestreos de los peces de arrecife.

Los golfos norpatagónicos de Argentina están localizados en la transición entre dos provincias biogeográficas diferentes: la provincia cálido-templada del Atlántico sudoccidental (Provincia Argentina), que abarca desde los 30°-32° S hasta los 41°-44° S, con especies de peces que típicamente se distribuyen desde Río de Janeiro hasta el norte de Patagonia y la provincia templado-fría de Sudamérica (Provincia Magellánica), que comprende desde Península Valdés hasta el extremo sur en Argentina, con especies de peces típicas de latitudes más altas (Balech & Ehrlich, 2008). Por lo tanto, el área tiene una relevancia biogeográfica particular debido a que está ubicada entre dos provincias principales. Además, ambos golfos son cultural y económicamente importantes, ya que cada año cientos de miles de turistas de todo el mundo llegan a Península Valdés para admirar su fauna y su paisaje. La zona costera de la Patagonia septentrional ha tenido la más alta prioridad en conservación entre otras ecorregiones en el sur de Sudamérica por su espectacular concentración de sitios de reproducción de aves marinas y mamíferos, pero también por su colección heterogénea de hábitats costeros. Los peces de arrecife también representan una atracción para los buceadores recreativos y para los pescadores deportivos y con arpón (Galván et al., 2009b).

Estos golfos se hallan ubicados en una región de clima templado ($\sim 42^\circ$ a 43° S), tienen fondos predominantemente blandos, constituidos por arena, canto rodado y parches aislados de sustrato duro que forman arrecifes. Estos arrecifes rocosos pueden alcanzar hasta unos cientos de metros de

longitud y varían desde terrazas sumergidas de conglomerados polimícticos de gravas y conchillas, hasta salientes de rocas porfiríticas o graníticas (Galván, 2008).

Se han registrado 29 especies pertenecientes a 26 géneros de 22 familias de peces de arrecife habitando los golfos norpatagónicos (Galván et al., 2009b), siendo las especies más conspicuas de estas comunidades, en número de individuos, el salmón de mar (*Pseudoperca semifasciata*), el turco (*Pinguipes brasilianus*), el escrófalo (*Sebastes oculatus*) y el mero (*Acanthistius patachonicus*), previamente conocido en el área como *A. brasilianus* (Irigoyen et al., 2008). Las cuatro especies coexisten en los mismos arrecifes e incluso comparten a menudo los mismos refugios (Galván et al., 2009b).



Figuras 2-6. Fotografías de los muestreos de peces en Golfo San José, Península Valdés. (2-3) Vehículos del Centro Científico Tecnológico CONICET- CENPAT utilizados. (4) Ricardo (“Bebo”) Vera, buzo profesional y Julio (“Bocha”) Rúa, Jefe del servicio de automotores. (5-6) Uno de los métodos de captura utilizados, pesca con caña. (5) Estefanía Bagnato. (6) Julio Rúa. Fotos: Dra. Emilia Diez.

Para este estudio se eligieron, para relevar los parásitos, dos de las especies de peces de arrecife más conspicuas y abundantes de los golfos norpatagónicos, el mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) y el escrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes, los cuales están fuertemente sometidos a la pesca artesanal. A su vez, también se capturaron algunos de los peces acompañantes como el escrófalo, el turco y el salmón de mar (Tabla 2).

Tabla 2. Especies de peces capturadas en los arrecifes de los golfos norpatagónicos.

Especie	n	LTP *(cm)	Sitio	Latitud/Longitud	Estación	Año
<i>Acanthistius patachonicus</i>	30	32,25	Punta Este, GN	42,77° S; 64,95° O	otoño	2013
	30	33,17	Punta Este, GN	42,77° S; 64,95° O	invierno	2013
	30	39,81	Bahía Cracker, GN	42,93° S; 64,50° O	primavera	2013
	25	30,56	Punta Este, GN	42,77° S; 64,95° O	verano	2014
	30	35,07	Punta Gales, GSJ	42,42° S; 64,54° O	otoño	2013
	30	31,72	Punta Gales, GSJ	42,42° S; 64,54° O	invierno	2013
	22	35,80	Punta Logarítimo, GSJ	42,40° S; 64,48° O	primavera	2013
	30	28,58	F. San Román, GSJ	42,25° S; 64,23° O	verano	2014
<i>Sebastes oculatus</i>	5	28,00	F. San Román, GSJ	42,25° S; 64,23° O	verano	2014
	2	27,3	Punta Este, GN	42,77° S; 64,95° O	verano	2014
<i>Pinguipes brasilianus</i>	1	43,9	Punta Logarítimo, GSJ	42,40° S; 64,48° O	primavera	2013
	11	36,26	F. San Román, GSJ	42,25° S; 64,23° O	verano	2014
	2	39,85	Bahía Cracker, GN	42,93° S; 64,50° O	primavera	2013
	4	36,03	Punta Este, GN	42,77° S; 64,95° O	verano	2014
<i>Pseudoperca semifasciata</i>	7	46,5	Punta Logarítimo, GSJ	42,40° S; 64,48° O	primavera	2013
	7	42,2	Punta Logarítimo, GSJ	42,40° S; 64,48° O	verano	2014
	7	43,6	F. San Román, GSJ	42,25° S; 64,23° O	verano	2014

*LTP: longitud total promedio. Abreviaturas: F: Fondeadero, GN: Golfo Nuevo; GSJ: Golfo San José.

Los peces fueron capturados mediante pesca con caña desde una embarcación (Figs. 2-6) o utilizando un arpón, tratando de dañar lo menos posible los órganos internos, realizando pesca submarina por pescadores deportivos y buzos de náutica del Centro Científico Tecnológico CONICET- Centro Nacional Patagónico.

Con respecto al área de estudio de la pesca industrial, se llevaron a cabo muestreos en ALPESCA S. A., una de las principales plantas pesqueras de la ciudad de Puerto Madryn. Los mismos se llevaron a cabo desde abril a octubre de 2013, hasta el cierre de la planta. Las muestras correspondieron a aproximadamente 100 filetes y siete especímenes enteros de merluza común (*Merluccius hubbsi*) provenientes de la zona de pesca de Bahía Grande, Santa Cruz (49°-51°S; 67°-68°O).

Hospedadores

El mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) (Fig.7), se distribuye desde San Pablo (Brasil) (23° S) hasta el sur del Golfo San Jorge (48° S), entre la costa y los 90 m de profundidad, aunque existen registros hasta los 130 m de profundidad. En Brasil es considerada una especie rara y en Argentina es muy abundante, especialmente entre los 40° y 45° S (Galván, 2008).

El mero sólo habita en aguas del Atlántico sudamericano y es una de las especies características de los arrecifes argentinos, al menos hasta los 45° S. Siempre se lo observa cerca de un refugio, que suelen ocupar con otros individuos de su misma especie, en grupos desde unos pocos hasta más de 50 (Galván, 2008). Se alimentan mayormente de crustáceos (cangrejos y bogavantes), peces y poliquetos, los individuos de mayor tamaño suelen comer grandes pulpos y peces (Galván et al., 2009a). Durante el fin del invierno y primavera la mayoría de los individuos se retiran de los arrecifes costeros (entre 0 y 15 metros en marea baja) y luego hacia el verano regresan, alcanzando a un máximo de abundancia hacia el otoño. Esta variación estacional en la abundancia acompaña los cambios de temperatura del agua, probablemente buscan zonas más profundas de condiciones más estables. La estacionalidad en la abundancia podría estar también relacionada con la reproducción, ya que entre fin de septiembre y diciembre es la época reproductiva y en determinadas zonas de la plataforma argentina existirían grandes agregaciones reproductivas (Irigoyen et al., 2013). Estas cuantiosas capturas primaverales eran blanco de pesca por parte de numerosas embarcaciones y actualmente son raras.

El mero es de crecimiento lento y muy longevo; se han determinado edades de alrededor de 40 años para individuos de longitudes totales entre 44 y 50 cm de largo; sin embargo es frecuente hallar individuos de hasta 65 cm de largo. Por este motivo es una especie muy sensible a la sobrepesca. En los parajes donde la pesca es habitual, los ejemplares de gran tamaño son muy raros de observar (Irigoyen & Galván, 2010). Posee un cuerpo corto y robusto, con fuertes espinas en la aleta dorsal, anal, pélvicas y en el opérculo. Presenta una cabeza y boca protráctil de gran tamaño. Estas características son típicas de peces adaptados a vivir asociados a cuevas y grietas, lo cual no los hace buenos nadadores, excepto para movimientos cortos y rápidos. Posee un patrón de coloración uniforme variando desde los tonos de grises a bordó, con un mosaico de manchas negras que forman una serie de bandas a lo ancho del cuerpo (Irigoyen & Galván, 2010). Presenta sexos separados, a diferencia de muchos miembros de la familia Serranidae, que se caracterizan por presentar diferentes patrones de sexualidad y mecanismos reproductivos, como hermafroditismo sincrónico o protógino. Presenta un patrón de puestas parciales y este ciclo se repite varias veces entre los meses de octubre y diciembre (Dell'Arciprete et al., 1987). El mero se alimenta principalmente de recursos bentónicos de fondos blandos adyacentes y de arrecife. Cangrejos y poliquetos son los ítems presa más importantes de acuerdo a Galván et al. (2009), quienes investigaron la distribución de alimentos y movimiento de los nutrientes ("spatial subsidy") en ecosistemas donde habitan peces de refugio limitado en parches de arrecifes de Patagonia, entre los que se hallaban el turco, el salmón de mar, el escrófalo y el mero. Estos autores también determinaron que el mero presenta diferencias de tamaño específico en el nivel trófico estimado, siendo el mismo mayor en individuos de longitudes totales

superiores. En ese sentido, se comprobó que el mero se alimenta de cefalópodos de manera progresiva a medida que aumenta de tamaño. El pulpito tehuelche, *Octopus tehuelchus*, con una posición trófica mayor que los cangrejos (principal alimento de este pez) fue el cefalópodo más importante observado en la dieta (Galván et al., 2009a).

El esgrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes (Sebastidae) (Fig. 8) se distribuye desde el Golfo San Matías hacia el sur por el Atlántico y hasta Perú en el Pacífico, aunque no se encuentra en la zona de Tierra del Fuego. Hacia el sur de Argentina es más abundante y presenta mayor tamaño; en el norte del golfo San Jorge es la especie más abundante del ensamble de peces. Muchas veces confundido con el mero, es llamado mero rubio o simplemente mero. Perteneció al orden Scorpeniformes, al que pertenecen los peces escorpión y, como representantes locales del orden, se encuentran el cacique, *Congiopodus peruvianus* (Cuvier) (Congiopodidae) y el acorazadito, *Agonopsis chiloensis* (Jenyns) (Agonidae). Si bien no se conoce la edad que puede alcanzar el esgrófalo, se ha determinado que otras especies del mismo género son muy longevas y algunas pueden sobrepasar los 100 años de vida (Irigoyen & Galván, 2010).

Alcanza como máximo un kg de peso y 40 cm de longitud, tiene una reproducción ovovivípara. Es un depredador principalmente nocturno que se alimenta de pequeños peces e invertebrados asociados al fondo y también a la columna de agua. En los arrecifes de baja profundidad tiene un comportamiento principalmente críptico y se lo observa generalmente apoyado sobre el fondo u oculto a la sombra de grietas y cuevas. En los arrecifes más profundos suele estar “suspendido” sobre las rocas que habita, formando grupos junto con meros. En la cabeza posee pequeñas espinas óseas y en el preopérculo tiene 5 grandes espinas. Como característica distintiva posee 5 manchas circulares blancas a lo largo del lomo, sobre una coloración que varía desde tonos grises al rojizo. Posee, como la mayoría de los peces, tonos más oscuros en el lomo y más claros en la porción ventral; esta característica reduce el contraste con el entorno y los hace menos visibles a los depredadores y presas (Irigoyen & Galván, 2010). Además, es una de las especies de peces más abundantes y distribuidas que habitan los golfos norpatagónicos de Argentina (Galván et al., 2009b), en donde es considerada una pieza significativa de la pesca recreacional costera (Venerus, 2006) y de la pesca comercial de arrastre de alta mar. Esta especie muestra una marcada estacionalidad en su función reproductiva, produciendo sólo una puesta por año durante el invierno temprano a la primavera tardía (junio-noviembre), seguido por un periodo de recuperación durante el verano y el otoño (diciembre-mayo) (Sueiro & Palacios, 2016).

El salmón de mar *Pseudoperca semifasciata* (Cuvier) (Pinguipedidae) (Fig. 9) se distribuye desde el sur de Brasil hasta el Golfo San Jorge, habita arrecifes de hasta 100 m de profundidad, aunque es más abundante en los de baja y media profundidad. Dentro de su área geográfica de

distribución suele ser una especie escasa, pero en determinados sitios como el Golfo San José, Cabo Raso y norte del Golfo San Jorge, es una especie abundante; en este último sitio sólo se lo encuentra en arrecifes por debajo de los 20 m. El salmón de mar es la especie del ensamble de peces de arrecifes argentinos que mayor tamaño alcanza y es una especie trofeo de pescadores deportivos (Venerus et al., 2013). Puede llegar a pesar más de 30 kg y medir hasta un metro y medio de largo. Tiene la particularidad, poco común entre los peces, de presentar dos tipos de patrones de coloración o apariencia muy notorios: un patrón “amarillo”, lo presentan las hembras y los machos en los primeros años de vida y un patrón “gris”, fenotipo es exclusivo de los machos, generalmente desarrollan este aspecto cuando superan los 60 cm o los seis años de vida (Venerus et al., 2013). Tiene preferencia por los arrecifes con sustratos blandos y semiduros, ya sea de fondos de arena o que la estructura misma del arrecife sea de la denominada tosca (sedimento limo arcilloso compactado). Utiliza cuevas ciegas y de boca pequeña como refugio, generalmente con otros individuos de su misma especie; las cuevas de mejores características suelen estar ocupadas por los individuos de mayor longitud total del arrecife. Estas observaciones refuerzan la idea de algún tipo de comportamiento territorial en los machos. Al igual que el mero, es longevo y de lento crecimiento, se han leído edades de hasta 24 años para individuos de 108 cm de largo. Estas características los convierten en especies muy sensibles a la sobrepesca. Consume principalmente presas de los fondos blandos que rodean al arrecife, bogavantes, cangrejos y moluscos o presas de la columna de agua que atrapa en forma oportunista (anchóita, merluza, langostino). También se alimenta de otros peces del arrecife como el turco o incluso juveniles de su misma especie. Durante los meses de otoño e invierno es más abundante en los arrecifes costeros y durante primavera y verano disminuye su abundancia (Irigoyen & Galván, 2010).

El turco *Pinguipes brasilianus* Cuvier (Pinguipedidae) (Fig. 10) se distribuye desde Cabo Frío (20° S), sur de Brasil, hasta el norte del Golfo San Jorge (45° S). Al igual que el salmón de mar, el papamoscas y el mero, está presente en aguas brasileras profundas y en baja abundancia. En el extremo sur de su distribución, Bahía Camarones y Cabo Dos Bahías es poco abundante y sólo está presente entre el fin del verano y comienzos del otoño (Irigoyen & Galván, 2010).

Junto con el mero son las especies más abundantes de los arrecifes argentinos hasta los 44° S. Tiene hábitos costeros, siendo posible encontrarlo incluso en arrecifes o restingas que quedan descubiertas durante la bajamar. Posee una longitud total máxima de alrededor de 40 cm de largo total y un kg de peso. Su talla reducida y la forma del cuerpo alargada le permiten utilizar como refugio grietas y cuevas pequeñas. El turco es la especie más dependiente de los recursos del arrecife, alimentándose principalmente de animales herbívoros (erizos de mar y caracoles) y filtradores (principalmente el bivalvo mitílido *Aulacomya atra*). Este pez forrajea en las mismas áreas que

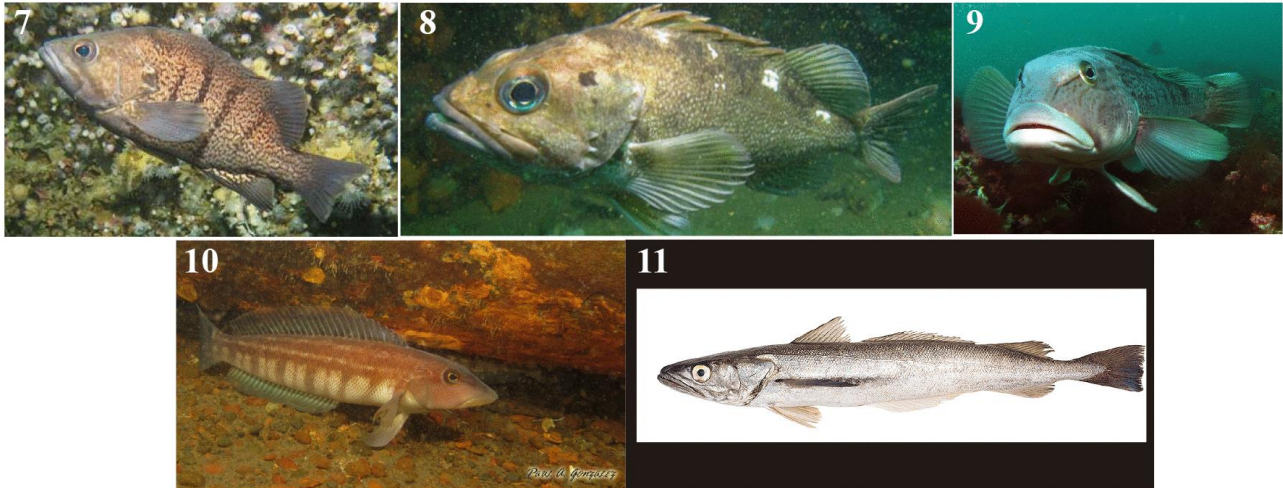
utiliza como refugios y sólo excepcionalmente se alimenta de organismos asociados con otros hábitats. Su dieta depende de los recursos del espacio limitado del arrecife y tiende a diferenciarse de la de las otras especies en la clase de organismos consumidos (Galván et al., 2009a).

Al igual que el mero, su abundancia en los arrecifes costeros se reduce en gran medida durante el fin del invierno y primavera, aumentando durante el verano y llegando a un máximo en el otoño. Presenta una morfología similar a la del salmón, pero con una boca de menor tamaño que forma un pequeño hocico. Tiene un patrón de coloración de tonos parduzcos a lo largo del cuerpo con bandas a lo ancho y a lo largo; también presenta una mancha circular negra en la aleta caudal. Algunos de los individuos de mayor tamaño suelen presentar un patrón de coloración más oscuro (Irigoyen & Galván, 2010).

La merluza común *Merluccius hubbsi* Marini (Merlucciidae) (Fig. 11) es un pez demersal-pelágico que se distribuye en el sudoeste del Océano Atlántico desde el sur de Brasil (23° S) hasta la plataforma patagónica (54° S) hasta los 500 m de profundidad y también es el recurso pesquero más importante de los mares argentino y uruguayo (Perrotta & Sánchez, 1992). La abundancia de esta especie es significativa en las zonas de pesca de Patagonia y ha promovido el desarrollo de las flotas de pesca de pequeña y mediana escala dedicadas exclusivamente a su explotación (González et al., 2007). Sus capturas constituyen aproximadamente las dos terceras partes (en peso) de todas las capturas de pescado argentinas. La pesca de la merluza común en Argentina se encuentra actualmente en peligro de colapso debido a la sobreexplotación del recurso en años recientes, los cuales produjeron una declinación severa en las capturas de peces (Bezzi, 2000).

La merluza es una especie característica de aguas templado-frías relacionada con el sistema de la Corriente de Malvinas. Las concentraciones comerciales se distribuyen sobre las plataformas continentales de Argentina y Uruguay, entre los 80 m y 400 m de profundidad y entre los 35-54° S. Ocasionalmente alcanza aguas brasileñas (23° S) en respuesta al afloramiento de aguas subantárticas a lo largo del sur de Brasil. Realiza migraciones tróficas y reproductivas entre la costa y el talud continental; las más importantes ocurren entre 36-38° S en invierno, y entre 42-48° S en primavera y verano. La tolerancia térmica se encuentra entre los 3-18 °C, en tanto que el óptimo térmico para los adultos de la especie se puede establecer entre 5-10 °C (Aubone et al., 2000). Es una especie de vida relativamente larga y, como en la mayoría de los gádidos, presenta crecimiento diferencial por sexos, con un coeficiente catabólico mucho más alto en machos. Los valores máximos de edad observados en machos y hembras fueron de 13 años y 17 años, respectivamente. Es una especie carnívora y depredadora por excelencia. Sus hábitos alimenticios son similares a otros representantes del género *Merluccius* de distintas regiones geográficas. Tiene íntimas relaciones tróficas con otras especies que también constituyen pesquerías como la anchoíta, el calamar y el calamarete. También depreda sobre

el zooplancton, especialmente eufáusidos y anfípodos, compitiendo por este ítem con otras especies principalmente pelágicas como la merluza de cola y la polaca en la zona austral (Aubone et al., 2000).



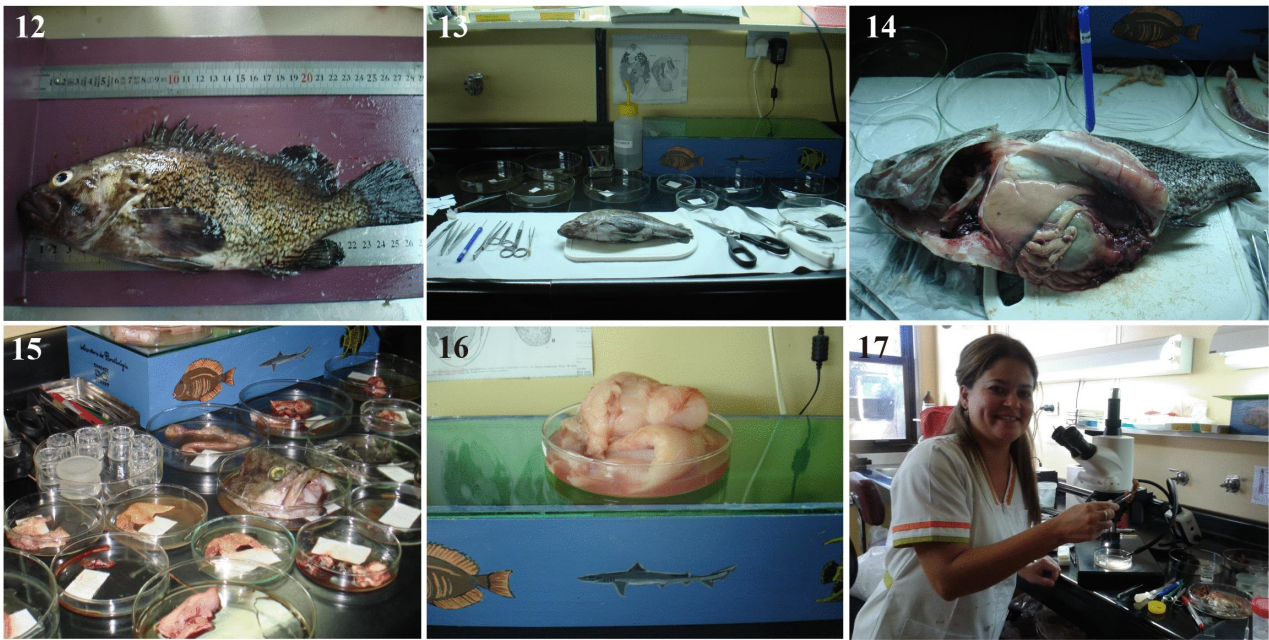
Figuras 7-11. Las especies de peces muestreados. (7) *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) (mero). (8) *Sebastes oculatus* Valenciennes (Sebastidae) (escrófalo). (9) *Pseudoperca semifasciata* (Cuvier) (Pinguipedidae) (salmón de mar). (10) *Pinguipes brasilianus* Cuvier (Pinguipedidae) (turco). (11) *Merluccius hubbsi* Marini (Merluccidae) (merluza común). Fotos: www.artesdepesca.blogspot.com (mero), www.pescaenkayak.com (escrófalo), www.ucc.um.es/noticias (salmón de mar), www.fotonat.org de Paul A. González (turco), www.oceanfoodholland.com (merluza común).

Prospección parasitológica

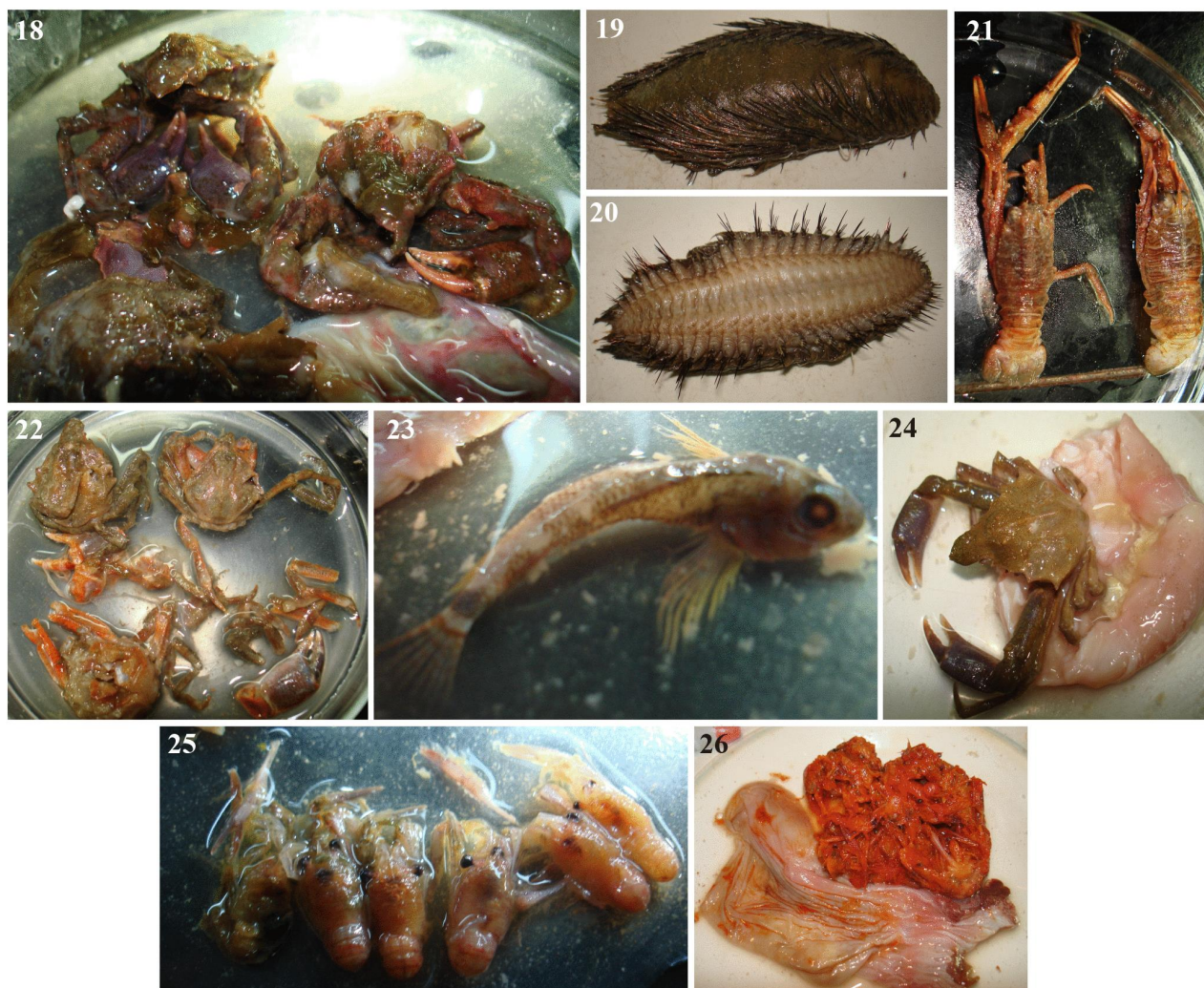
Los peces capturados se trasladaron al laboratorio, donde se los pesó con una balanza de colgar y se los midió utilizando un ictiómetro (Fig. 12). Se midió la longitud máxima de cada pez, desde el extremo anterior hasta el extremo posterior de la aleta caudal, indicado en cm. Las especies fueron determinadas por el Dr. Atila Gosztonyi, especialista en taxonomía de peces del Centro para el Estudio de Sistemas Marinos (CESIMAR, CCT CONICET-CENPAT). Algunas especies de peces fueron depositadas en la Colección de Ictiología del mencionada instituto: CNP-ICT 2013/15 (mero n° 17-otoño 2013, mero n° 63-invierno, Punta Este, Golfo Nuevo), CNPICT 2013/27 (mero n° 91-primavera 2013, Bahía Cracker, Golfo Nuevo) y CNPICT 2013/22 (mero n° 61-invierno 2013, Punta Gales, Golfo San José).

Se realizaron prospecciones parasitarias completas, tanto externas (branquias, superficie corporal, cavidad buco-faríngea) para detectar ectoparásitos, como internas (vísceras, mesenterio) para detectar endoparásitos. Posteriormente fueron removidos los opérculos y los arcos branquiales y examinados bajo lupa, al igual que los ojos. Se cortaron todas las aletas (Fig. 13) y se examinaron bajo lupa (Fig. 17). Posteriormente se procedió a la disección de los órganos internos (esófago,

estómago, intestino, ciegos pilóricos, recto, bazo, vejigas natatoria y urinaria, gónadas, corazón) (Figs. 14-15). Se registraron los ítems presa presentes en el tracto digestivo de los peces (Figs. 18-26). Se inspeccionó la cavidad general del cuerpo. La musculatura (filetes) fue observada y revisada empleando un transiluminador (Fig. 16). Los parásitos hallados fueron removidos con pinzas finas y/o pinceles finos y cuantificados, registrándose el sitio de infección.



Figuras 12-17. Fotografías del procesamiento de los peces en el laboratorio. (12) Medición de la longitud total de los peces utilizando el ictiómetro. (13) Prospección superficial y disección de aletas. (14) Disección de los órganos del pez. (15) Todos los órganos del pez separados en cápsulas de Petri para la prospección parasitaria bajo lupa. (16) Fileteado del pez para prospección a través de un transiluminador (visor transparente con luz led debajo). (17) Procesando las muestras utilizando la óptica del Laboratorio de Parasitología.



Figuras 18-26. Fotografías de algunos de los ítems presa ingeridos por algunos de los peces capturados. (18-23) Pertenecen al mero. (24-26) Pertenecen al escrófalo. (18, 24) Cangrejos, posiblemente del género *Rochinia*. (19, 20) Poliqueto del género *Aphrodita*, vista dorsal (19), vista ventral (21). (21) Langostillas. (22) Varias especies de cangrejos. (23) Pez, posiblemente *Helcogrammoides cunninghami* (Smitt) (Trypterigidae) (diablillo). (25-26) *Munida* sp. (Galatheidae) (langostilla o bogavante).

Tratamiento de los parásitos

Para efectuar la determinación taxonómica de los parásitos hallados se realizaron preparados definitivos, cortes histológicos y montajes *in vivo* o preparados transitorios diafanizando los especímenes con ácido láctico o lacto-glicerol y observándolos bajo microscopio óptico.

In vivo, los parásitos hallados se estudiaron con la ayuda de colorantes vitales, tales como el rojo neutro y el azul de Nilo, bajo lupa y realizando preparados transitorios bajo microscopio óptico; luego, se lavaron y algunos especímenes se fijaron en formaldehído 10 % en agua destilada y posteriormente fueron conservados en etanol 70% para la posterior realización de preparados permanentes o para ser observados al Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) según la metodología convencional (Pritchard & Kruse, 1982; Eiras et al., 2000), otros especímenes se

conservaron en etanol 96 % para eventuales análisis moleculares. Luego, las muestras halladas se almacenaron en eppendorf o frascos con tapa, agrupadas por especie o grupo de parásito, por hospedador, sitio y estación del año.

Algunos de los órganos infectados o de los helmintos, se procesaron para histología, con el objeto de estudiar la patología de las metacercarias del digeneo *Proserhynchus* sp. en los radios de las aletas del pez y aquella la causada por larvas de nematodos anisákidos en el hígado; además también se procesaron muestras del digeneo *Lecithocladium cristatum*. Para esto, los tejidos fueron fijados en formaldehído 4% por 48 hs, repetidamente lavados con agua corriente, deshidratados en una serie de etanoles y embebidos en parafina. Posteriormente, secciones de siete micras fueron teñidas con Hematoxilina-Eosina o Ziehl-Neelsen.

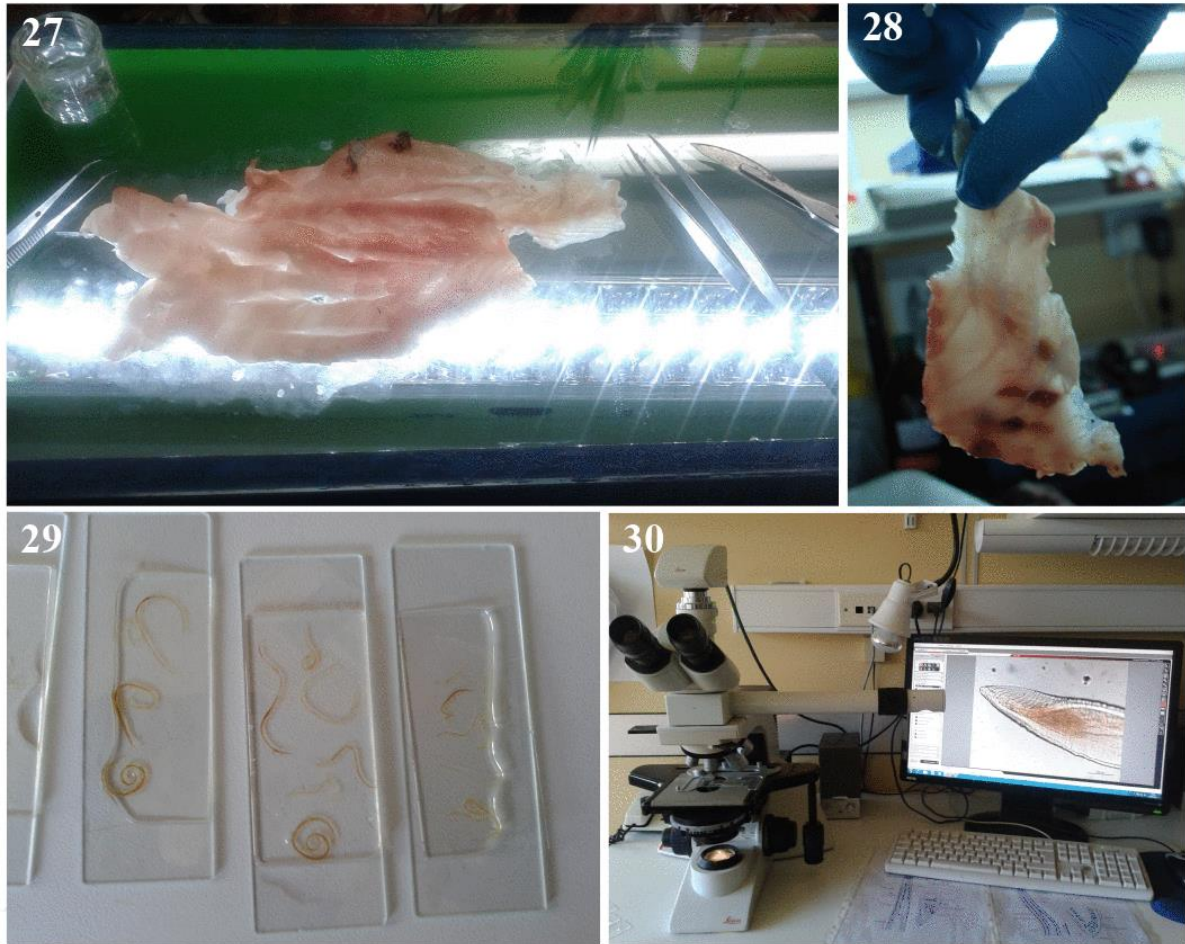
Los monogeneos, digeneos y cestodes fueron coloreados con carmín acético y tricrómico de Gomori. En el caso del carmín acético, los especímenes fueron deshidratados gradualmente en una serie de etanoles (del 70% al 100%) con dos inmersiones de 15 minutos cada una, diafanizados con metilsalicilato, montados en portaobjetos con bálsamo de Canadá natural y secados en estufa a 40 °C. En el caso del tricrómico de Gomori, los especímenes fueron colocados en agua destilada, coloreados hasta que se observaron bien definidas las estructuras, y posteriormente se detuvo la tinción con etanol absoluto, se realizaron dos inmersiones en dicho etanol por 10 minutos cada una, se los diafanizó, se los montó en portaobjetos con bálsamo de Canadá natural y se los secó en estufa a 40 °C.

Los acantocéfalos fueron diafanizados con ácido láctico o lacto-glicerol en preparaciones transitorias y otros especímenes fueron teñidos con tricrómico de Gomori según la metodología descrita en el párrafo anterior. Los nematodos (Figs. 27-30), copépodos e isópodos fueron diafanizados con ácido láctico o lacto-glicerol para estudiarlos en diferentes vistas (ventral, dorsal y lateral) en preparaciones transitorias bajo microscopio óptico.

Los especímenes fueron fotografiados con una cámara Leica DFC-280 adosada al microscopio óptico Leica DM-2500 y luego fueron medidos utilizando el software LAS; además, se realizaron dibujos con la cámara clara y, posteriormente, utilizando escalas dibujadas con los distintos aumentos de los objetivos, se realizaron las respectivas mediciones de los parásitos. Las medidas se expresaron en micrómetros (μm).

Para observar y fotografiar los especímenes al MEB, a los parásitos fijados en formaldehído 10% y preservados en etanol 70%, se les realizó una deshidratación gradual de etanoles (70%, 80%, 90% y 100%, dos inmersiones de aproximadamente 15 minutos en cada una). Posteriormente se los colocó en hexametildisilazano entre 10 y 20 minutos, dependiendo de la especie de parásito y el tamaño del individuo y, una vez secos, con la ayuda de una pincel fino se los montó en un

portaobjetos con una cinta bifaz de carbono, conductora; de esta manera las muestras fueron observadas en un Jeol JSM-6460LV SEM operando a 15 KV.



Figuras 27-30. Fotografías del tratamiento de los nematodos hallados en filete de mero. (27) Transiluminador para detectar rápidamente si existen larvas de nematodos anisákidos encapsulados o algún otro parásito dentro del filete. (28) Detalle de encapsulaciones de larvas de nematodos anisákidos en un filete. (29) Preparados transitorios de larvas de anisákidos diafanizados con ácido láctico para efectuar la determinación taxonómica bajo microscopio óptico. (30) Observación de la larva en el monitor de una PC a través de una cámara integrada en el microscopio óptico.

Determinación taxonómica mediante características morfológicas

Los parásitos hallados se estudiaron al microscopio óptico y se los determinó utilizando distintas claves taxonómicas, como la de Yamaguti (1963) para monogeneos, Gibson et al. (2002), Jones et al. (2005) y Bray et al. (2008) para digeneos; Khalil et al. (1994) para cestodes; Anderson et al. (1974), Gibbons (2010) y Moravec (1998) para nematodes; Yamaguti (1963b), McDonald (1988) para acantocéfalos; Kabata (1979) para copépodos; Menzies (1962) para isópodos y literatura específica para cada grupo.

En el caso en que la morfología observada no concordara con las descripciones disponibles de las especies, se solicitó el material tipo de las distintas especies a la Colección de Helminología del Museo de La Plata (MLP-He) (La Plata, provincia de Buenos Aires) con fines comparativos.

Una vez que los especímenes fueron estudiados y determinados, se separó cada especie, en frasquitos individuales, cortes histológicos o preparados definitivos y se depositaron en la Colección de Parasitología (CNP-Par) del Instituto de Biología de Organismos Marinos (IBIOMAR) del CCT CONICET- CENPAT y se les asignaron sus respectivos números de colección.

Análisis moleculares como herramienta auxiliar en la determinación taxonómica

Se trabajó en el marco del Proyecto IBOL (International Barcode of Life) que tiene como objetivo la secuenciación del mismo fragmento de ADN en todas las especies de organismos. El fragmento es cuestión es el citocromo oxidasa c del ADN mitocondrial (COI). Se pretende que los especímenes que sean secuenciados hayan sido determinados taxonómicamente por especialistas en cada grupo y depositados en repositorios reconocidos. De esta manera, en un futuro, con la sola amplificación y secuenciación del COI se sabrá de qué especie se trata sin tener que recurrir a un taxónomo especialista para la identificación de especies.

Se prepararon placas de los platelmintos parásitos hallados (monogeneos, digeneos y cestodes de peces) y de nematodos; grupos tales como protozoos, acantocéfalos y crustáceos parásitos (copépodos e isópodos) se realizarán en un futuro. Los especímenes utilizados para los análisis moleculares fueron las muestras preservadas en etanol absoluto, se preparan placas con 96 wells (espacios) donde se coloca una gota de alcohol con un trocito de un determinado espécimen (o especímenes enteros en caso de que sean muy pequeños); en este caso los especímenes depositados en la Colección de Parasitología del IBIOMAR son e-vouchers, o voucher electrónicos ya que se trata de fotografías del espécimen secuenciado, que son acompañadas por ejemplares enteros y montados de la misma especie; luego se los trasladó al Laboratorio GenMol del CCT CONICET- CENPAT en Puerto Madryn, provincia del Chubut, donde se realizó la extracción y amplificación del ADN. Las placas fueron enviadas a Canadá para realizar la secuenciación. Las secuencias obtenidas estarán disponibles en una biblioteca virtual (<http://www.ibol.org/phase1/resources/barcode-library/>). Para la mayoría de los helmintos, la identificación específica de las larvas es más dificultosa respecto a los adultos, debido a que su sistema reproductivo y caracteres sexuales secundarios no están completamente desarrollados o no están presentes en absoluto. El sistema reproductivo, especialmente la morfología de los genitales terminales masculinos, es uno de los caracteres más confiables para la identificación taxonómica de la mayoría de especies de helmintos. Por lo tanto, la única manera de determinar taxonómicamente una larva a nivel genérico o específico es por medio de las infestaciones experimentales (engorrosas o imposibles cuando se trata de organismos marinos) o por métodos moleculares.

Capítulo 1



Los parásitos del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) de los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut

Capítulo 1. Los parásitos del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) de los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut

INTRODUCCIÓN

En la costa norpatagónica existen pocos estudios realizados sobre los parásitos de peces de interés comercial. Tal como se mencionó en la Introducción General, de las 17 especies de peces de importancia en la pesca recreativa en los arrecifes norpatagónicos, sólo se conocen los parásitos que afectan a cinco de ellas pertenecientes al área de estudio. Existen trabajos referentes a las parasitofaunas del róbalo *Eleginops maclovinus* (Carballo et al., 2011), de los pejerreyes *Odontesthes smitti* y *O. nigricans* (Carballo et al., 2011), del turco *Pinguipes brasilianus* (Timi et al., 2008) y del salmón de mar *Pseudoperca semifasciata* (Timi & Lanfranchi, 2009a).

El género *Acanthistius* (Gill) está confinado al hemisferio sur y comprende 11 especies marinas: cinco habitantes de aguas australianas (*A. serratus* (Cuvier); *A. cinctus* (Günther); *A. ocellatus* (Günther); *A. pardalotus* Hutchins y *A. paxtoni* Hutchins & Kuitert), dos en el sudeste del Océano Pacífico (*A. pictus* (Tschudi) y *A. fuscus* Regan), dos en el sudoeste del Océano Atlántico [*A. brasilianus* (Cuvier & Valenciennes) y *A. patachonicus* (Jenyns)] y dos en el sudeste del Océano Atlántico (*A. Sebastoides* (Castelnau) y *A. joanae* Heemstra) (Irigoyen et al., 2008; WoRMS, 2017).

Irigoyen et al. (2008) realizaron una revisión de las especies de *Acanthistius* del sudoeste atlántico, resolviendo la discrepancia concerniente al estatus taxonómico de *A. brasilianus* y *A. patachonicus*, proponiendo una clave diagnóstica para las dos especies. Estas dos especies fueron descritas en el siglo XVIII; la descripción de *A. brasilianus* estuvo basada en dos especímenes colectados de Brasil y la descripción de *A. patachonicus* se basó en tres especímenes colectados por Darwin en Argentina. Los autores mencionados se basaron en una revisión bibliográfica, examinación de especímenes de museo y observación de individuos vivos en el campo; ellos identificaron las fuentes del disenso y concluyeron que *A. brasilianus* y *A. patachonicus* son especies distintas, difiriendo en caracteres morfológicos diagnósticos (la proporción entre la longitud de las aletas pectorales y pélvicas, las escamas de la línea lateral, las espinas del preopérculo y opérculo) y patrones de color distintivos; ambas especies presentan un ligero solapamiento de sus rangos de distribución (Irigoyen et al., 2008).

Acanthistius brasilianus es una especie poco común que se encuentra en aguas brasileras desde Bahía hasta São Paulo (15° a 23° S), se observa muy rara vez en fondos rocosos entre los 15 y 60 m de profundidad, a menudo cerca de las islas y afloramientos de la costa. Poco se conoce sobre sus hábitos y comportamiento.

En el mundo existen pocos trabajos referidos a parásitos de las especies de *Acanthistius*. Hay publicaciones sobre dos digeneos: *Helicometra fasciata* (Rudolphi, 1819) y *Helicometrina nimia* Linton, 1910 (Opecoelidae) parásitos de *A. pictus* de la costa norte de Chile (González et al., 2013) y también hay algunas sobre parásitos de *A. brasiliensis* y *A. patagonicus* en el Mar Argentino. Entre ellos se ha reportado a *Tetrasepta dischizosepta* Suriano, 1975 (Capsalidae, Monogeneoidea) en Mar del Plata, hallado en las branquias de *A. brasiliensis* (probablemente *A. patagonicus*), este parásito fue descrito como un género y especie nueva; sin embargo, cabe aclarar que esta especie fue redesignada y transferida a otro género como resultado de la presente tesis [Bagnato et al., 2017. Comp. Parasitol. 84 (2): 111-118], siendo actualmente aceptada como *Allobenedenia dischizosepta* (Suriano, 1975) Bagnato, Bullard & Cremonte, 2017 parasitando a *A. patagonicus*]. Además se reportó a *Dichelyne (Cucullanellus) szidati* Timi & Sardella, 2002 (Cucullanidae, Nematoda) en la costa de Mar del Plata, un nematode adulto hallado en el intestino posterior de *A. brasiliensis* (cabe aclarar que posiblemente también se trate de *A. patagonicus*). Los detalles del desarrollo y la transmisión de los nematodes cuculánidos todavía son desconocidos, especialmente en el caso de los que parasitan organismos marinos (Anderson, 2000). Por último, se reportó *Pseudoterranova cattani* George-Nascimento & Urrutia, 2000, en las costas de Mar del Plata y Quequén (provincia de Buenos Aires) y en la costa patagónica norte y central (entre 42° 45' S y 47° S); se trata de una larva III habitando el músculo y mesenterio de *A. patagonicus* (Hernández-Orts et al., 2013a; Timi et al., 2014; Cantatore & Timi, 2015). Este nematode pertenece a la familia Anisakidae, cuyo adulto parasita mamíferos marinos (cetáceos y pinnípedos) que actúan como hospedadores definitivos, específicamente en la costa de los golfos norpatagónicos es el lobo marino de un pelo (*Otaria flavescens*, Shaw) (Hernández-Orts et al., 2013a). En estos mamíferos el nematode se encuentra como adulto, pone huevos, los cuales son liberados con las heces al medio acuático y allí muda del primer al segundo estadio larval, los cuales son ingeridos por los primeros hospedadores intermediarios que suelen ser pequeños crustáceos (donde mudan del segundo al tercer estadio) que aún no han sido identificados en nuestro país; luego una gran variedad de peces dispersan el tercer estadio hasta que son ingeridos por el mamífero marino (Anderson, 2000).

Objetivo específico

Describir las especies de parásitos halladas en el mero *Acanthistius patagonicus* (Jenyns) (Serranidae) de los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut, Argentina.

MATERIALES Y MÉTODOS

La cantidad de meros colectados y todos los datos de las muestras se pueden observar en la Tabla 2, disponible en la sección de Materiales y Métodos Generales. De igual modo, el área de estudio (Fig. 1), la metodología de captura, las características del hospedador, la prospección parasitológica, el tratamiento de los parásitos y la determinación taxonómica están descriptos en la sección de Materiales y Métodos generales del presente trabajo de tesis.

Las medidas se brindan en micrómetros (μm) excepto que esté indicado de otra manera, el rango, seguido por la media y el número de especímenes medidos se dan entre paréntesis.

Se calculó la frecuencia de los ítems presa, o partes de ellas, como el número de veces que se halló un determinado ítem en el total de meros capturados.

RESULTADOS

Dieta del mero, Acanthistius patachonicus de los golfos Nuevo y San José

Se observó que los meros ingieren principalmente crustáceos y en gran proporción *Munida* sp., al mismo tiempo, se observó una alta frecuencia de poliquetos o restos de los mismos (quetas).

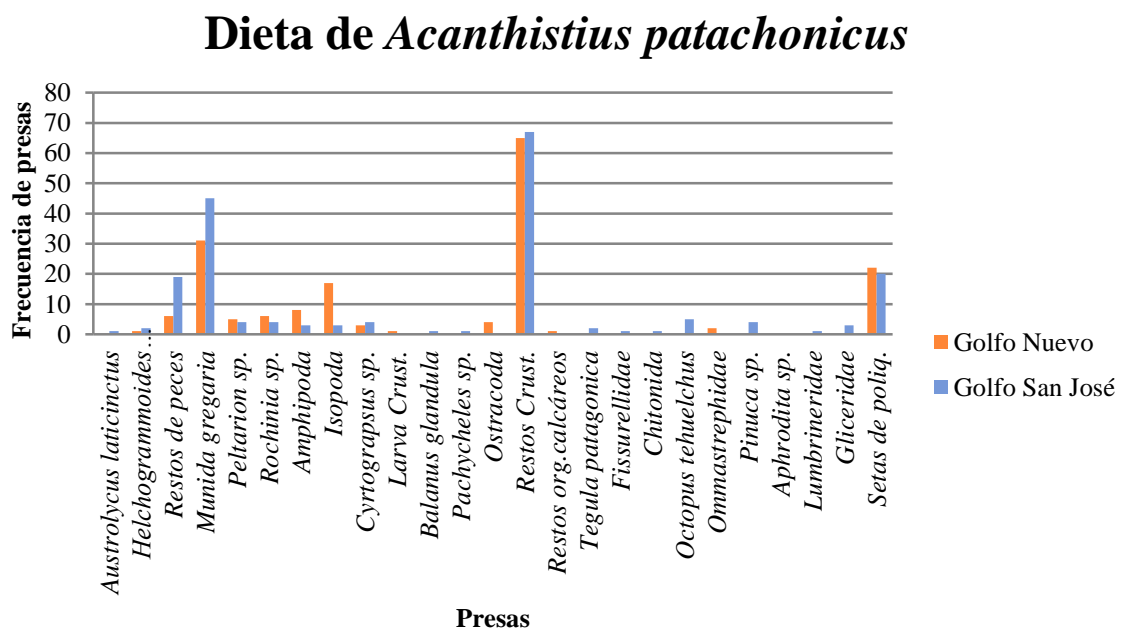


Figura 1.0. Frecuencia de ítems presa halladas en el mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) de los Golfos Nuevo y San José.

Determinación taxonómica de los parásitos hallados en Acanthistius patachonicus en los golfos norpatagónicos

Se hallaron 13 taxa de parásitos pertenecientes a siete grupos taxonómicos (Tabla 1.1); incluyendo nueve endoparásitos: un cestode, tres digeneos, cuatro nematodos y un acantocéfalo; y cuatro ectoparásitos: un monogeneo, dos copépodos y un isópodo.

Tabla 1.1. Especies parásitas halladas en el mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) de los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.

Especies de parásitos halladas	Estadio	Sitio de infección
Platyhelminthes		
Cestoda		
Larva de tipo tetrafilídeo	larva	ciegos pilóricos, intestino
Monogenoidea		
<i>Allobenedenia dischizosepta</i> ¹	adulto	laminillas branquiales
Digenea		
<i>Prosorhynchus</i> sp.	metacercaria	ojos, aletas, branquias, corazón
<i>Lecithochirium</i> sp.	adulto	estómago
<i>Lecithocladium cristatum</i>	adulto	estómago
Acanthocephala		
<i>Corynosoma</i> sp.	cistacanta	mesenterio
Nematoda		
<i>Anisakis</i> sp.	larva III	mesenterio, músculo
<i>Pseudoterranova cattani</i>	larva III	mesenterio, músculo, pared de estómago, hígado
<i>Dichelyne (Cucullanellus) szidati</i>	adulto	intestino posterior
Dracunculoidea	larva, adulto	ojos
Copepoda		
<i>Clavella</i> sp.	adulto	aletas pectorales
<i>Clavellostis</i> sp.	adulto	arcos branquiales
Isopoda		
Gnathiidae gen. et sp.	larva praniza	superficie corporal

Phylum Platyhelminthes

Clase Cestoda

Larva de tipo tetrafilídeo

(Figs. 1.1-1.2)

¹ Publicado como parte de los resultados de esta tesis doctoral por Bagnato, E., Bullard, S.A., Cremonte, F., 2017. Redescription of *Allobenedenia dischizosepta* (Suriano, 1975) n. comb. (Monogenoidea: Capsalidae: Trochopodinae) from the Gills of Argentine Sea Basses (*Acanthistius*) in the Southwestern Atlantic Ocean. *Comp. Parasitol.* 84, 111–118.

Descripción (basada en tres especímenes teñidos y montados)

Cuerpo lanceolado, 667-1071 (821; 3) de largo por 241-350 (311; 3) de ancho, repleto de corpúsculos calcáreos (Figs.1.1-1.2). Escólex compuesto por 4 botridios 90-111 (102; 6) de largo por 110-130 (118; 6) de ancho, uniloculares de bordes lisos; presencia de ventosa apical de 65-85 (75; 6) de largo por 80-130 (92; 6) de ancho.

Resumen taxonómico

Hospedador: *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Perciformes: Serranidae).

Localidades: Punta Este, Golfo Nuevo (42,77° S; 64,95° O), Punta Gales, Golfo San José (42,42° S; 64,54° O) Península Valdés, provincia del Chubut, Argentina.

Sitio de infección: ciegos pilóricos e intestino.

Prevalencia, abundancia e intensidad de infección: 3%; $0,1 \pm 0,4$; $2,0 \pm 1,7$ (Golfo San José); 2%; $0,078 \pm 0,8$; $4,5 \pm 4,9$ (Golfo Nuevo).

Especímenes depositados: CNP-Par 147 (vouchers).

Comentarios

Las larvas halladas fueron identificadas como larvas de tipo tetrafilídeo de acuerdo a la presencia de un escólex con cuatro botridios sésiles, musculares y una ventosa apical sin ganchos (Khalil et al., 1994). Estas larvas tradicionalmente han sido difíciles de identificar debido a que presentan escasa diferenciación morfológica y no poseen los caracteres diagnósticos del escólex del adulto, por lo que, descontando excepciones, su asignación taxonómica es compleja (Stunkard, 1977). Se han hallado larvas de tipo tetrafilídeo en una gran variedad de invertebrados marinos, peces y cetáceos (Stunkard, 1977; Agustí et al., 2005; Cremonte et al., 2005; Aznar et al., 2007). Varios nombres han sido utilizados para denominar a estas larvas; han sido reportadas como *Scolex pleuronectis* Müller, 1787, *Scolex polymorphus* Rudolphi, 1819 o *Scolex* de Bavay Dollfus, 1923 y muchas de ellas fueron luego identificadas como larvas de tipo tetrafilídeo; los parásitos adultos se encuentran en la válvula espiral de elasmobranquios y holocéfalos (Khalil et al., 1994; Caira et al., 2014).

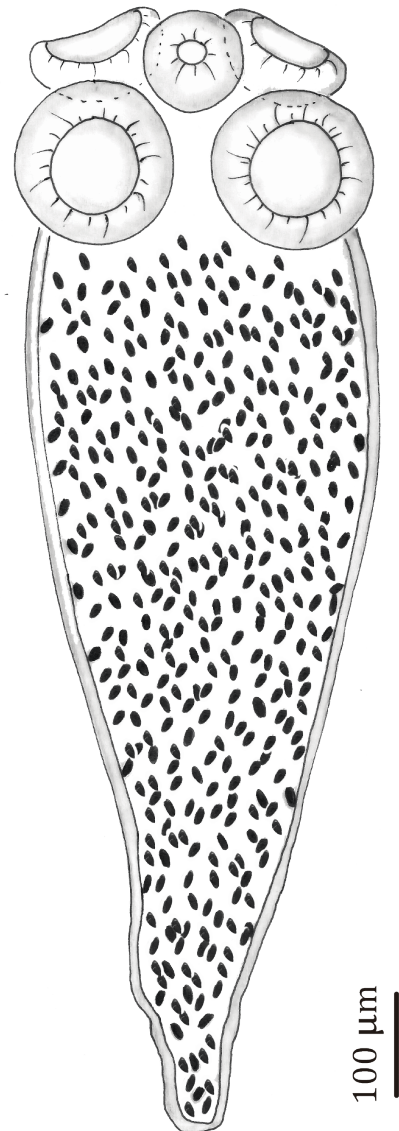
En el Mar Argentino se hallaron larvas de tipo tetrafilídeo en aproximadamente 23 especies de peces de interés comercial. Estas larvas fueron citadas en la brótola *Urophycis brasiliensis* (Kaup) de Quequén (Szidat, 1961); en la palometa pintada *Parona signata* (Jenyns) (Carangidae) de Quequén (Szidat, 1969); en la merluza común *Merluccius hubbsi* Marini (Merlucciidae) de la zona de pesca común argentina-uruguay, Golfo San Matías, Golfo San Jorge y plataforma patagónica (Sardella & Timi, 1996, 2004); en la caballa *Scomber japonicus* Houttuyn (Scombridae) de Mar del Plata y El Rincón (Cremonte & Sardella, 1997); en el pez sapo *Porichthys porosissimus* (Cuvier)

(Batrachoididae) de Bahía Blanca (Tanzola et al., 1997); en el abadejo *Genypterus blacodes* (Forster) (Ophidiidae) de la zona de pesca común argentina-uruguaya, zona Patagonia norte, Isla Escondida y zona sur (Sardella et al., 1998); en el congrio *Conger orbignianus* Valenciennes (Congridae) de Bahía Blanca (Tanzola & Guagliardo, 2000); en los pejerreyes *Odontesthes argentinensis* (Valenciennes) y *O. incisa* (Jenyns) de Mar del Plata (Daniel, 2002); en la anchoíta *Engraulis anchoita* Hubbs & Marini (Engraulidae) de Golfo San Jorge (Timi, 2003); en la merluza negra *Dissostichus eleginoides* Smitt (Nototheniidae) de aguas antárticas y subantárticas (Brickle et al., 2005); en la pescadilla de red *Cynoscion guatucupa* (Cuvier) (Sciaenidae) de Mar del Plata (Timi et al., 2005); en el róbalo *Eleginops maclovinus* (Cuvier) (Eleginopsidae) de Islas Malvinas (Brickle & Mackenzie, 2007); en el pez palo *Percophis brasiliensis* Quoy & Gaimard (Percophidae) de la zona de pesca común argentina-uruguaya, del Golfo San Matías y de la zona de El Rincón (Braicovich & Timi, 2008); en el corno *O. smitti* (Lahille) (Atherinidae) de los golfos Nuevo y San José, donde las medidas fueron muy similares a las del presente estudio de tesis (Carballo, 2008; Carballo et al., 2011); en el turco *Pinguipes brasilianus* Cuvier (Pinguipedidae) de la costa de Buenos Aires, Puerto Lobos y Bahía Cracker (Timi et al., 2008); en el salmón de mar *Pseudopercis semifasciata* (Cuvier) (Pinguipedidae) de Villa Gesell, Miramar y Península Valdés (Timi & Lanfranchi, 2009a); en la raneya *Raneya brasiliensis* (Kaup) (Ophidiidae) de Mar del Plata y Golfo San Jorge (Vales et al., 2011); en los lenguados *Paralichthys isosceles* Jordan y en *P. patagonicus* Jordan (Paralichthyidae) de Necochea (Alarcos & Timi, 2012); en el lenguado *Xystreurys rasile* (Jordan) (Paralichthyidae) de Necochea (Alarcos & Timi, 2012); en el surel *Trachurus lathami* Nichols (Carangidae) de Miramar y Villa Gesell (Braicovich et al., 2012) y en el escrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes (Sebastidae) del Golfo Nuevo (Sueiro et al., 2017). Además, Berón-Vera et al. (2008) citaron su presencia en el delfín picudo *Mesoplodon grayi* von Haast (Cetacea: Ziphiidae) de San Antonio Oeste.

1.1



1.2



Figuras 1.1-1.2. Larva de tipo tetrafilídeo (Cestoda) en ciegos pilóricos e intestino de mero *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. (1.1) Vista lateral.

Clase Monogenoidea

Familia Capsalidae Baird, 1853

Subfamilia Trochopodinae Price, 1936

Género *Allobenedenia* Yamaguti, 1963

***Allobenedenia dischizosepta* (Suriano, 1975) Bagnato, Bullard & Cremonte, 2017**

Syn. *Tetrasepta dischizosepta* Suriano, 1975

(Figs. 1.3-1.12)

Redescripción (basada en 10 especímenes teñidos y montados, en corchetes se indican las medidas del holotipo)

Adulto. Cuerpo blanco, opaco en vida (Fig. 1.8), con márgenes lisos y redondeados equitativamente, 2800–6250 (5012; 10) [8800] de largo incluyendo el haptor o 2300–5150 (4034; 10) [7.450] de largo excluyendo el haptor y 800–2100 (1447; 10) [2480] de ancho máximo; dos pares de manchas oculares, inmediatamente pre faríngeas; el par posterior más grande que el anterior. Boca de 30-300 (163; 6) [200] de ancho máximo. Faringe oval, 240-560 (415; 10) [800] de largo por 260-500 (404; 10) [600] de ancho, fuertemente papilada, asociada con células glandulares ventrales a la faringe. Esófago no observado. Ciegos intestinales 250 (250; 3) [250] de ancho máximo, se extienden posteriormente a nivel del margen haptoral anterior, presenta divertículos que se extienden lateralmente, cuyo recorrido es difícil de trazar a través del vitelario. Órganos de fijación anteriores bilateralmente simétricos, 200–390 (315; 10) [300] de largo por 350–550 (449; 10) [590] de ancho, de apariencia glandular; anteriormente, cada uno compuesto de tres almohadillas glandulares, almohadilla externa 70-150 (108; 8) [50] de largo por 110-180 (143; 8) [200] de ancho, almohadilla media 95-200 (139; 8) [70] de largo por 85-150 (126; 8) [190] de ancho y almohadilla interna 110-250 (168; 8) [160] de largo por 110-200 (164; 8) [230] de ancho; tienen dos ventosas submarginales de 140-210 (180; 10) [170] de largo por 230-400 (319; 10) [470] de ancho (Figs. 1.3, 1.8). Haptor discoide (Figs. 1.3, 1.12), 700-1400 (1092; 10) [1350] de largo, excluyendo la membrana marginal, por 790-1550 (1250; 10) [1540] de ancho, con cinco loculi formados por tres septos anteriores y dos septos posteriores (loculus central ausente), membrana marginal 50-100 (86; 9) [136] de ancho, con escleritos que flanquean los loculi haptorales; con aproximadamente 88 pliegues; 14 escleritos haptorales marginales 6-12 (9.5; 7) de largo por 2-4 (2.4; 5) de ancho, que se disponen seis por lado del haptor más un par a nivel del loculus medio-posterior; escleritos accesorios 60-110 (88; 10) [140] de largo por 10-33 (21; 10) [30] de ancho (Figs. 1.3, 1.4, 1.12) con un extremo proximal moderadamente (débilmente) bífido, y extremo distal terminando en una punta aguda, ligeramente doblado lateralmente, protruyendo desde la superficie ventral del haptor; el hamuli anterior 283-510

(396; 10) [510] de largo por 40-60 (52; 10) [150] de ancho, es el más grande, fuertemente recurvado a la mitad de su longitud total (Figs. 1.3, 1.5, 1.12); hamuli posterior 65-170 (108; 9) [149] de largo por 10-40 (23; 9) [47] de ancho, aproximadamente de forma triangular, presentando en su extremo distal un gancho pronunciado (Figs. 1.3, 1.6, 1.12).

Dos testículos 300-630 (419; 10) [820] de largo por 250-500 (352; 10) [700] de ancho, de forma irregular pero predominantemente esféricos, más largos que anchos, localizados entre los ciegos, yuxtapuestos cerca de la mitad del cuerpo, post ováricos (Figs. 1.3, 1.7). Vas eferente compuesto por un par de ductos que se extienden antero medialmente desde el margen anterior de los testículos, se unen entre los testículos y posterior al ovario; vas deferente 900-2300 (1676; 10) [3700] de largo por 10-20 (16; 4) [250] de ancho, se extiende anterior y a la izquierda del ovario y el reservorio vitelínico, da varias vueltas entre el margen lateral del reservorio vitelínico, cursando entre el ootipo y la vagina proximal antes de arquearse hacia la derecha alrededor del ootipo, gira posteriormente y cursa a través del lado derecho del ootipo antes de ingresar al saco de cirro medialmente y encontrarse con la porción proximal del ducto eyaculador (Figs. 1.3, 1.7). Saco de cirro 770-2380 (1513; 10) [2580] de largo por 80-370 (161; 10) [250] de ancho máximo, encierra al reservorio glandular accesorio masculino, ducto eyaculador y cirro, dirigiéndose anterior y hacia la izquierda entre la faringe y el útero, abriendo hacia la izquierda dentro del atrio genital común a nivel de la faringe; poro genital masculino anterior al poro femenino dentro del atrio genital (Figs. 1.3, 1.7); poro genital masculino 14-50 (24; 9) [50] de ancho; reservorio glandular accesorio masculino 100-400 (198; 10) [390] de largo por 75-350 (156; 10) [250] de ancho máximo, esférico, con una constricción distal donde se conecta con el ducto eyaculador; ducto eyaculador derecho (si el cirro está evaginado) o contorneado (si el cirro está invaginado); cirro con forma de apéndice, alargado (Figs. 1.3, 1.7). Cirro 400-1000 (630; 10) [1400] de largo por 18-40 (27; 8) de ancho. Glándulas de Goto 100-150 (113; 4) [150] de largo por 50-140 (88; 4) [110] de ancho, posteromedial a los testículos.

Ovario pretesticular 110-460 (277; 10) [550] de largo por 200-440 (262; 10) [490] de ancho, ocupa el espacio entre el reservorio glandular accesorio masculino y los testículos, medial, entre los ciegos, esférico, encerrando el germario 150 (150; 1) [200] de largo por 100 (100; 1) [100] de ancho. Oviducto 290-440 (365; 2) [1050] de largo por 20-25 (23; 2) [20] de ancho, se origina en el margen anterior del ovario, se extiende anteriormente entre la línea media y dorsal del reservorio vitelínico 150-550 (433; 9) [600] de largo por 220-600 (416; 9) [750] de ancho, el ducto vitelínico se extiende desde su superficie dorsal, se conecta con el oviducto a nivel del reservorio glandular accesorio masculino, el oviducto continua anterior entre la línea media antes de conectar con el ootipo; el ootipo 40-140 (93; 3) [275] de largo por 40-90 (70; 3) [223] de ancho, ocupa el espacio entre el saco

de cirro y el reservorio vitelínico, rodeado por la glándula de Mehlis. El útero 881-1150 (967; 5) [1312] de largo, se extiende anterior y a la izquierda, proximalmente dilatado, abriendo dentro de un atrio genital común (Figs. 1.3, 1.7). Poro vaginal simple, inmediatamente posterior a la abertura genital común; la vagina 600-1330 (965; 10) [1800] de largo, es un ducto simple que se extiende posteromedial desde el poro vaginal, comprendiendo una porción distal 400-830 (622; 9) [1125] de largo por 10-20 (19; 8) [20] de ancho, con forma tubular; más una porción proximal 120-508 (338; 9) [680] de largo por 30-110 (58; 6) [102] de ancho, lateralmente expandida; la porción proximal de la vagina posee paredes gruesas (probablemente funcione como receptáculo seminal). El vitelario se co-extiende con el intestino, distribuyéndose a través del cuerpo desde la faringe hasta el haptor, ocupa entre 58-90 (81; 10) [85] % del ancho del cuerpo (Figs. 1.3, 1.10), cada folículo 8-63 (36; 10) [85] de diámetro. Huevo tetraédrico 250-350 (300; 2) de largo por 100-150 (125; 2) de ancho, con filamento proximal (Fig. 1.11).

Resumen taxonómico

Hospedador tipo: *Acanthistius brasiliensis* (Cuvier) (Perciformes: Serranidae).

Otro hospedador: *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (presente estudio).

Localidad tipo: Mar del Plata (38° S; 57° O), provincia de Buenos Aires, Argentina.

Otras localidades: Punta Gales (42° 24,907' S; 64° 32,367' O), Punta Logarítmico (42° 24,224' S; 64° 29,034' O), Fondeadero San Román (42° 15,348' S; 64° 14,025' O), Golfo San José y; Punta Este (42° 46,473' S; 64° 56,794' O) y Bahía Cracker (42° 56,056' S; 64° 30,063' O), Golfo Nuevo, provincia del Chubut, Argentina (presente estudio).

Sitio de infección: filamentos branquiales.

Prevalencia, abundancia e intensidad de infección: 52%; $1,4 \pm 2,0$; $2,8 \pm 2,1$ (Golfo San José); 68%; $2,5 \pm 3,0$; $3,8 \pm 2,9$; (Golfo Nuevo).

Especímenes depositados: Holotipo (MLP-He 6425/1) y paratipos (MLP-He 6425/2) en la Colección Helmintológica del Museo de La Plata (MLP), La Plata, provincia de Buenos Aires, Argentina; y vouchers (CNP-Par 35 y 36) (vouchers).

Comentarios

Suriano (1975) basó la creación de un nuevo género, *Tetrasepta*, en la morfología del haptor. El haptor de *Tetrasepta dischizosepta*, según la autora, presenta seis loculi: uno anterior más tres loculi posteriores así como un loculus adicional a cada lado del haptor entre el loculus anterior y los tres loculi posteriores. La re examinación del holotipo, los paratipos y el estudio de los especímenes colectados durante el desarrollo de la presente tesis tienen solamente cinco loculi: no se observaron

los dos loculi laterales más pequeños reportados por Suriano (1975). Se especula que la autora pudo haber pasado por alto el septo vertical, quizás confundiéndolo con la unión del haptor y el cuerpo. Por otra parte, la autora pudo haber identificado erróneamente los pliegues del haptor describiéndolos como ramas accesorias, las cuales subdividirían el septo lateral (es por esto que nombró a la especie como (“dischizosepta”). El resto de las características morfológicas y medidas están completamente de acuerdo con la descripción original de Suriano (1975).

Yang et al. (2004) revisaron el género *Allobenedenia* y enmendaron su diagnosis. Ellos reconocieron ocho especies del género cuya distinción se basa principalmente en las características de los escleritos, el haptor y la genitalia masculina terminal. Su diagnosis acomodó a las especies con cinco loculi (*A. yamagutii* (Egorova, 1994) Yang, Kritsky & Yuan, 2004; *A. convoluta* (Yamaguti, 1937) Yamaguti, 1963; *A. pseudomarginata* (Bravo-Hollis, 1958) Yang, Kritsky & Yuan, 2004; y *A. zhangi* Yang, Kritsky & Yuan, 2004) o seis loculi en el haptor (*A. epinepheli* (Bychowsky & Nagibina, 1967) Yang, Kritsky & Yuan, 2004; *A. patagonica* (Evdokimova, 1969) Yang, Kritsky & Yuan, 2004, específicamente el reporte de esta especie sería dudoso debido a que el pez hospedador en el cual se reportó, *Epinephelus fasciatus* (Forsskal) (Serranidae), en la plataforma patagónica, no se distribuye en la región; *A. pedunculata* Raju & Rao, 1980; y *A. Sebastodi* (Egorova, 1994) Yang, Kritsky & Yuan, 2004), una característica que en última instancia puede justificar, en consecuencia, la división del género. En cuanto a los congéneres con seis loculi, *A. dischizosepta* se diferencia además de *A. epinepheli* por la falta de una protuberancia conspicua en la superficie dorsal de los escleritos accesorios (presente en *A. epinepheli*). Por otra parte, los escleritos accesorios de *A. epinepheli* (180-210 μm) (Bychowsky & Nagibina, 1967) son más grandes que los de *A. dischizosepta* (60-110 μm). Además, se diferencia de *A. patagonica* por tener un reservorio glandular accesorio masculino que está ubicado lateralmente, en vez de anteriormente al reservorio vitelínico (Evdokimova, 1969).

La especie aquí descrita se diferencia de *A. pedunculata* por la falta de pedúnculo haptoral (presente en *A. pedunculata*) y por el tamaño de los escleritos accesorios, los hamuli posterior y anterior (Raju & Rao, 1980); de *A. Sebastodi* por el tamaño de los hamuli: los hamuli posteriores son más grandes que los escleritos accesorios, los cuales son más grandes que los hamuli anteriores (presente en *A. Sebastodi*) (Egorova, 1994).

Allobenedenia dischizosepta se diferencia de sus congéneres por poseer 5 loculi en el haptor y por la anatomía de la genitalia masculina terminal. En *A. yamagutii* y *A. convoluta*, la porción proximal del ducto eyaculador (= “órgano copulador masculino” de Yang et al. [2004]) que está dentro del saco de cirro (= “canal copulador masculino” de Yang et al. [2004]) que se encuentra enrollado. Notablemente, sin embargo, estas especies son morfológicamente similares entre sí y Yang et al.

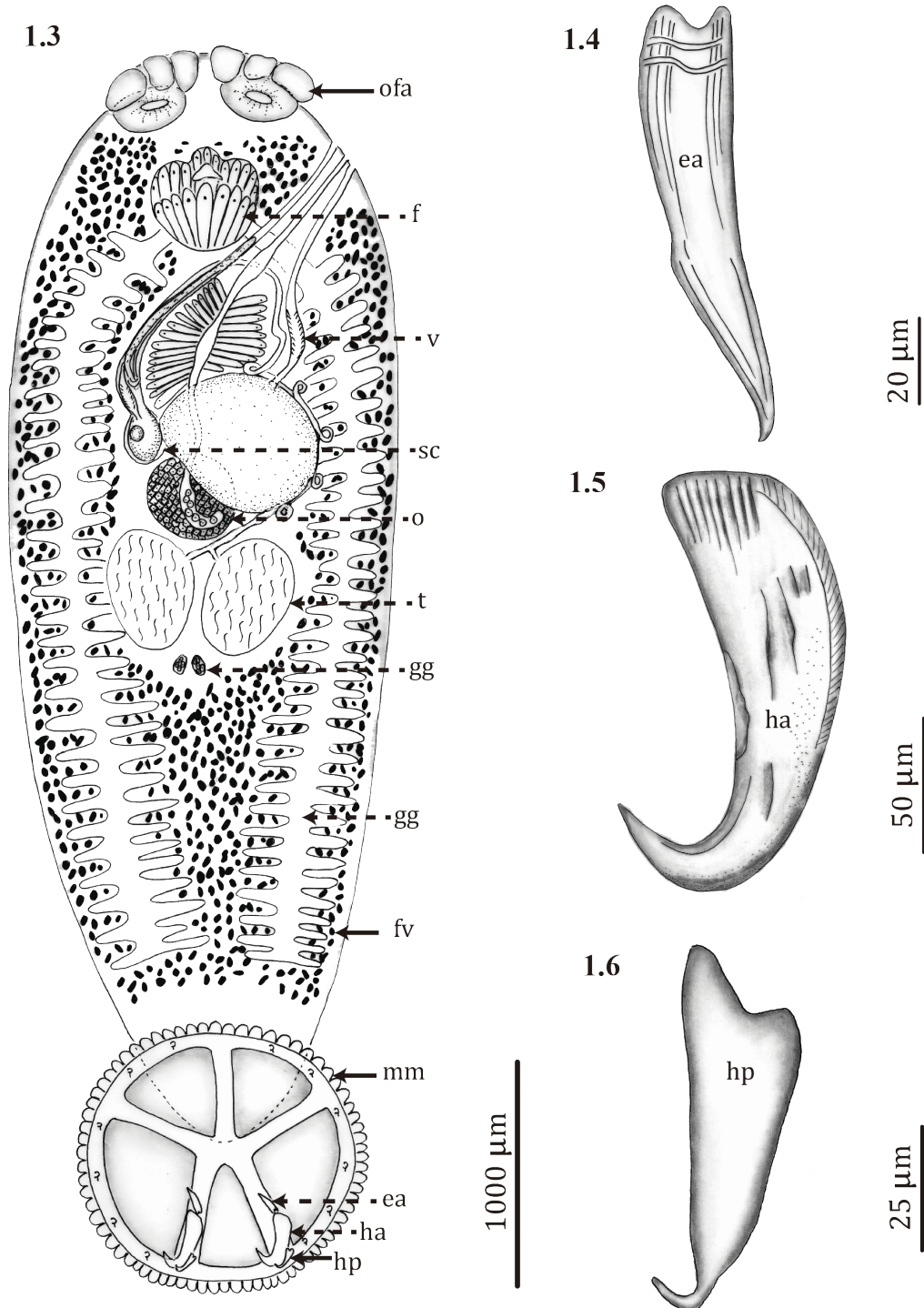
(2004) supusieron que los especímenes existentes que representan a estas taxa pueden, de hecho, ser conespecíficos. *Allobenedenia dischizosepta* se diferencia de *A. zhangii* por tener el reservorio glandular accesorio masculino (= “reservorio prostático” de Yang et al. [2004]) interno al saco de cirro, mientras *A. zhangii* tiene un reservorio glandular accesorio masculino externo al saco de cirro. Además, difiere de *A. pseudomarginata* por los tamaños de los hamuli: los escleritos accesorios más grandes que los hamuli anteriores, y éstos son más grandes que los hamuli posteriores (presente en *A. pseudomarginata*) (Bravo-Hollis, 1958).

De todas las especies de *Allobenedenia* aceptadas, *A. dischizosepta* se asemeja a *A. zhangii* por tener el reservorio glandular accesorio masculino en el extremo de la porción posterior del saco de cirro, lateral al reservorio vitelínico colindante con el ovario. Además, no tienen un saco de cirro alargado que se extiende desde el margen anterior del ovario al poro genital masculino y no tienen un ducto eyaculador enrollado proximalmente. *Allobenedenia dischizosepta* se diferencia de *A. zhangii* por la forma y el tamaño de los escleritos haptorales. Además, los escleritos accesorios de *A. dischizosepta* no tienen una protuberancia sub medial (presente en *A. zhangii*) y son ligeramente bífidos proximalmente (fuertemente bífidos en *A. zhangii*). Además, el hamulus anterior de *A. dischizosepta* es robusto y fuertemente recurvado aproximadamente en la mitad de su longitud total; mientras, que el de *A. zhangii* es alargado y recurvado distalmente. *Allobenedenia dischizosepta*, además, difiere de *A. zhangii* por tener un vas deferente que entra al saco de cirro medio lateralmente, y no conecta con el saco de cirro en su extremo proximal como en *A. zhangii*.

Yang et al. (2004) consideró a *Allobenedenia ishikawae* (Goto, 1894) como *species inquirenda*. Más tarde, Deveney & Whittington (2010) lo reasignaron a *Benedenia* Diesing, 1858. Al presente, *A. dischizosepta* y *A. patagonica* son las únicas especies del género reportadas en el sudoeste del Océano Atlántico (Yang et al., 2004; Cohen et al., 2013).

La identificación de Suriano (1975) del hospedador tipo de *A. dischizosepta* es dudosa, debido a la nueva información disponible sobre la distribución geográfica de *Acanthistius brasiliensis* y *A. patachonicus*. Se sospecha que el hospedador tipo podría haber sido identificado erróneamente ya que su área de distribución no incluye Mar del Plata; sin embargo, no hay forma de verificar su identificación taxonómica debido a que el hospedador tipo no fue depositado.

El presente estudio demuestra que el material tipo depositado por Suriano (1975) es morfológicamente indistinguible de los monogéneos colectados de *A. patachonicus*.



Figuras 1.3-1.6. *Allobenedenia dischizosepta* (Suriano, 1975) (Monogenoidea: Capsalidae: Trochopodinae) en branquias de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. (1.3) Cuerpo de un espécimen adulto, vista ventral. (1.4) Esclerito accesorio (ea). (1.5) Hamulus anterior (ha). (1.6) Hamulus posterior (hp). Abreviaturas: faringe (f), folículos vitelínicos (fv), glándulas de Goto (gg), intestino (i), membrana marginal haptoral (mm), órganos de fijación anteriores (ofa), ovario (o), saco de cirro (sc), testículos (t), vagina (v).

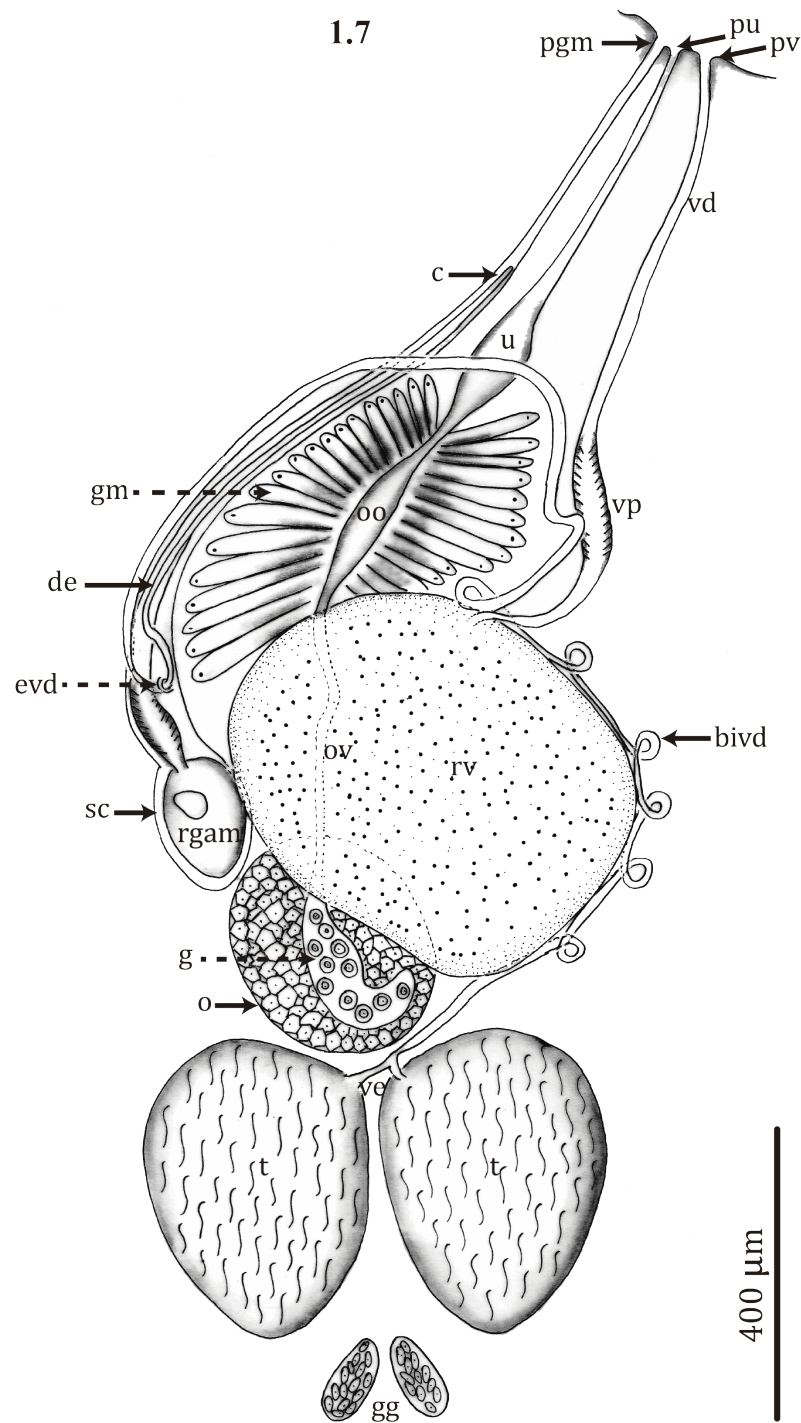
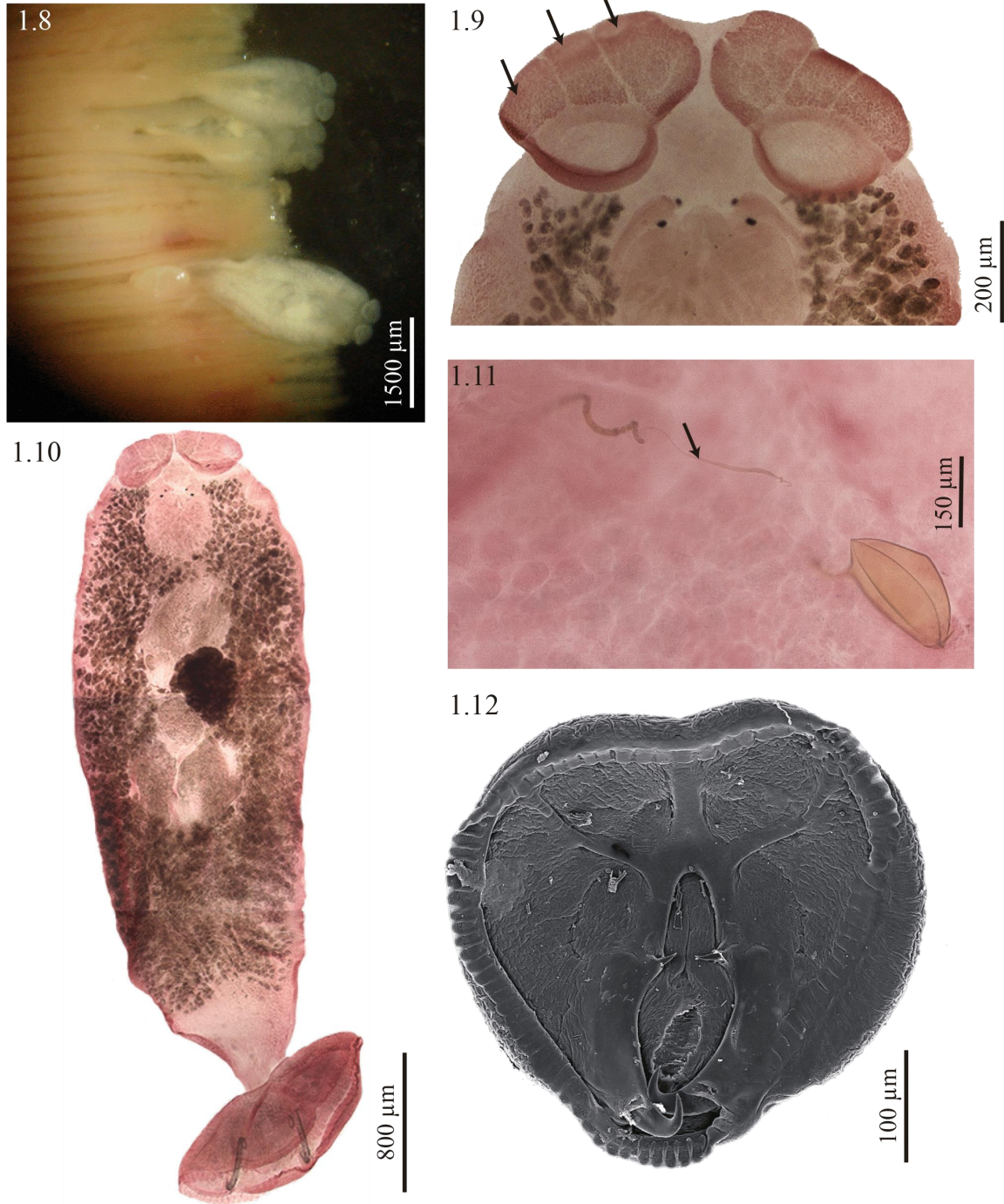


Figura 1.7. Genitalia de *Allobenedenia dischizosepta* (Suriano, 1975) (Monogenoidea: Capsalidae: Trochopodinae) en branquias de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. Bucle izquierdo del vas deferente (bivd), cirro (c), ducto eyaculador (de), entrada del vas deferente al saco de cirro (evd), germario (g), glándulas de Goto (gg), ootipo (oo), ovario (o), oviducto (ov), poro genital masculino (pgm), poro uterino (pu), poro vaginal (pv), reservorio glandular accesorio masculino (rgam), reservorio vitelínico (rv), saco de cirro (sc), testículos (t), útero (u), vagina distal (vd), vagina proximal (vp), vas eferente (ve).



Figuras 1.8-1.12. *Allobenedenia dischizosepta* (Suriano, 1975) (Monogenoidea: Capsalidae: Trochopodinae) en branquias de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. (1.8) Macrofotografías de los monogeneos en vivo. (1.9) Almohadillas de los órganos de fijación anteriores (flechas) y ventosas submarginales; espécimen teñido y montado. (1.10) Especimen entero, teñido y montado. (1.11) Detalle del huevo tetraédrico con el filamento (flecha). (1.12) Haptor mostrando la membrana marginal, septos haptorales y loculi, fotografía al microscopio electrónico de barrido.

Phylum Platyhelminthes

Clase Trematoda Rudolphi, 1808

Subclase Digenea Carus, 1863

Superfamilia Bucephaloidea Poche, 1907

Familia Bucephalidae Poche, 1907

Subfamilia Prosorhynchinae Nicoll, 1914

Género Prosorhynchus Odhner, 1905

***Prosorhynchus* sp.**

(Figs. 1.13-1.22)

Descripción (basada en 25 especímenes teñidos y montados)

Metacercaria: quiste oval, 250-470 (350,4; 25) de largo por 180-310 (218; 25) de ancho. La pared mide 10-35 (17,2; 24) de espesor, translúcida *in vivo*. Metacercaria alargada dentro del quiste (Fig. 1.13). Metacercarias localizadas entre los radios de las aletas (Fig. 1.20), en ojos (Fig. 1.21) y en corazón (Fig. 1.22). Cuerpo pequeño, alargado, 265-810 (471,2; 20) de largo por 100-280 (160,2; 22) de ancho máximo (Fig. 1.14). Tegumento completamente cubierto de espinas con forma de escamas (Figs. 1.16-1.19), las espinas del rhynchus son alargadas y puntiagudas (Fig. 1.16), mientras que las espinas del cuerpo son redondeadas con puntas digitiformes (Figs. 1.18, 1.19). Rhynchus eversible, en forma de embudo (cuando está invaginado) o piramidal (cuando está evaginado), cubierto por un disco muscular con espinas, 30-110 (66,3; 19) de largo por 60-95 (81,2; 20) de ancho máximo. Boca localizada 195-590 (354,5; 19) desde el extremo anterior del cuerpo. Faringe redondeada, fuertemente musculosa 35-90 (53,5; 19) de largo por 35-73 (52,5; 19) de ancho (Figs. 1.13, 1.14). Ciego sacular, se dirige anteriormente desde la faringe, 90-200 (132,1; 17) de largo por 50-100 (73,8; 17) de ancho máximo.

Testículos ovales, opuestos a ligeramente oblicuos, postecuatoriales, inmediatamente posteriores a la faringe. Testículo derecho 12-69 (29,7; 12) de largo por 20-65 (34,3; 12) de ancho, testículo izquierdo 10-65 (31,7; 10) de largo por 15-65 (35,1; 10) de ancho. Saco de cirro, ancho, 49-180 (101,7; 13) de largo por 20-64 (37,2; 13) de ancho, ubicado en la parte posterior izquierda del cuerpo, se extiende aproximadamente hasta el margen anterior de la faringe. El saco de cirro contiene la vesícula seminal, alargada, la pars prostática y el lóbulo genital (Fig. 1.15). Pars prostática ancha. Lóbulo genital en forma de mano; el lóbulo se evierte a través de un orificio con esfínter hacia el atrio genital. El útero desemboca en el lateral derecho del atrio genital. Poro genital ventral, subterminal, en el extremo posterior del cuerpo.

Ovario esférico, pretesticular, 12-42 (22,3; 8) de largo por 12-35 (22,1; 8) de ancho, localizado a la derecha, a nivel de la faringe (Figs. 1.14, 1.15). Vesícula excretora con forma sacular, 40-160 (75,5;

11) de largo por 30-120 (78,9; 11) de ancho máximo, se extiende hasta cerca del borde posterior de la faringe, poro excretor terminal (Fig. 1.15).

Resumen taxonómico

Hospedador: *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Perciformes: Serranidae).

Localidades: Punta Gales (42° 24,907' S; 64° 32,367' O), Punta Logarítimo (42° 24,224' S; 64° 29,034' O), Fondeadero San Román (42° 15,348' S; 64° 14,025' O), Golfo San José y; Punta Este (42° 46,473' S; 64° 56,794' O) y Bahía Cracker (42° 56,056' S; 64° 30,063' O), Golfo Nuevo, provincia del Chubut, Argentina.

Sitio de infección: aletas (dorsal, pectorales, ventrales, anal, caudal), filamentos branquiales, ojos, corazón.

Prevalencia, abundancia e intensidad de infección: 96%; 88,9 ± 156,5; 93,1±159 (Golfo San José); 97%; 33,7 ± 57,7; 34,9 ± 58,3 (Golfo Nuevo).

Especímenes depositados: CNP-Par 85 (vouchers).

Comentarios

Las metacercarias halladas en el presente trabajo de tesis fueron identificadas como pertenecientes a la familia Bucephalidae debido a la configuración de su sistema digestivo (gasterostomas), de su genitalia terminal y por la presencia de un ryhnchus anterior como órgano de fijación, disociado del sistema digestivo; el sistema digestivo consiste de una faringe muscular que abre ventralmente, un esófago y un ciego simple, no bifurcado, alargado o sacular. Ventosas oral y ventral ausentes. Ausencia de un cirro verdadero, poseen un órgano intromitente, típicamente acaba en un “lóbulo o lengua genital”, rodea parcialmente al ducto eyaculador e incorpora el ducto femenino terminal. La genitalia terminal de los bucefálicos consiste en un saco de cirro y está asociada con un saco posterior, el cual funciona como atrio genital y abre externamente por un poro genital. El saco de cirro es conspicuo, está localizado posteriormente, contiene a la vesícula seminal y al ducto masculino; este consiste de una pars prostática extensa y un ducto eyaculatorio distal (Overstreet & Curran, 2002).

Los miembros de la familia Bucephalidae se distribuyen en todo el mundo, parasitan peces teleósteos marinos, de agua salobre y dulce. Utilizan bivalvos lamelibranquios como primeros hospedadores intermediarios (esporocistos con cercarias), peces como segundos hospedadores intermediarios (metacercarias) y también peces teleósteos (en un caso en una salamandra) como hospedadores definitivos (adulto) (Overstreet & Curran, 2002).

Las metacercarias halladas en el presente trabajo de tesis pertenecerían a la subfamilia Prosorhynchinae, por poseer rhynchus con forma de embudo muscular y glandular, cubierto con un disco muscular con espinas largas; un ciego simple, sacular, dirigido anteriormente desde la faringe; genitalia masculina igual a como está descripta en la diagnosis de la familia. Ovario esférico (Overstreet & Curran, 2002).

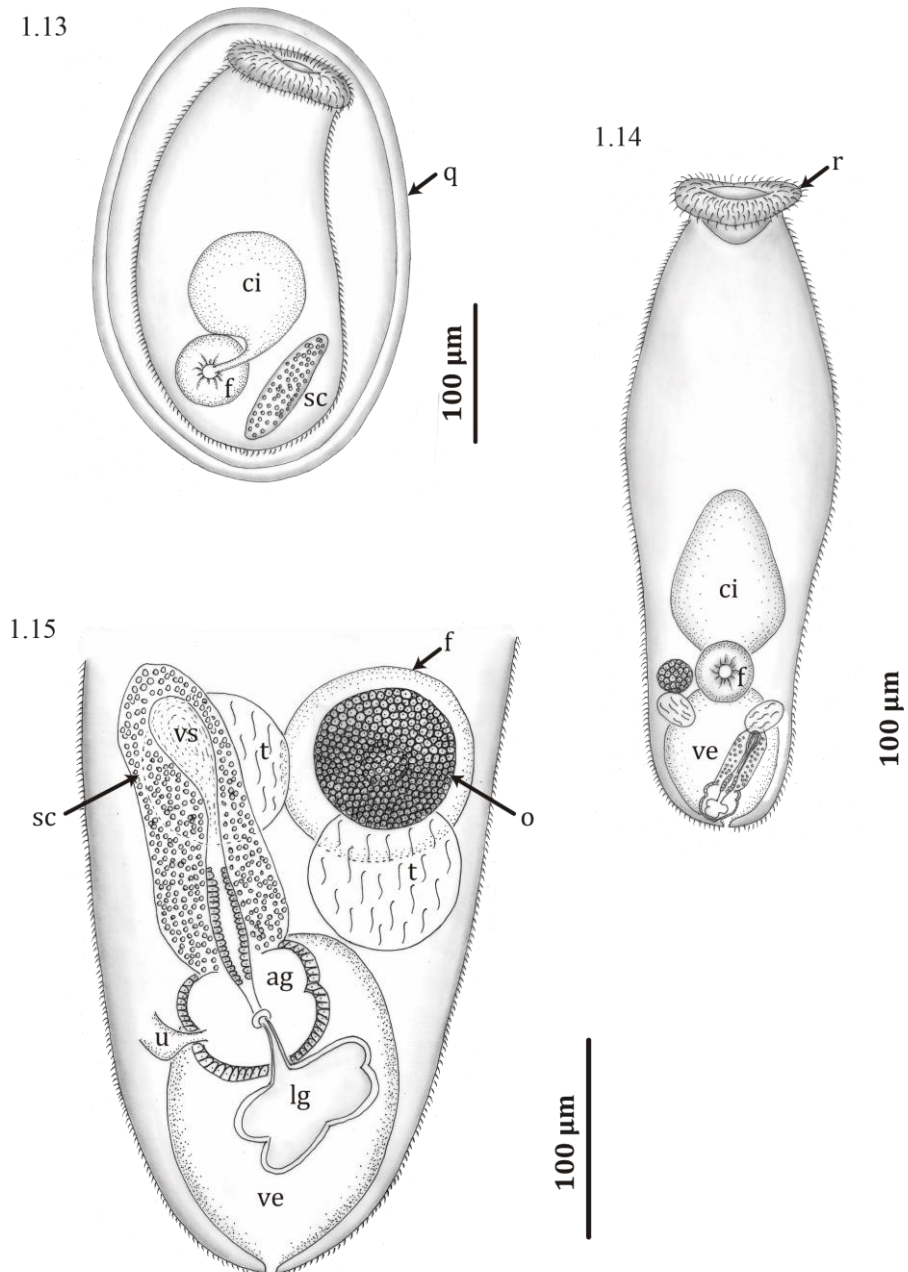
Por último, estas metacercarias fueron determinadas como pertenecientes al género *Prosorhynchus* por la presencia de un rhynchus en forma de embudo, cubierto por un disco muscular; testículos oblicuos, lóbulo genital en forma de mano; ovario esférico, pretesticular; vesícula excretora extensa. Los miembros de este género parasitan peces marinos, distribuidos en todo el mundo (Overstreet & Curran, 2002).

Este género comprende 82 especies válidas (WoRMS, 2017), de las cuales en las costas argentinas sólo se reportaron dos (Szidat, 1961; Suriano & Martorelli, 1983; Etchegoin et al., 2005). La familia Bucephalidae está representada por cuatro subfamilias, de las cuales dos, Bucephalinae Poche, 1907 y Prosorhynchinae corresponden a registros de las costas de la provincia de Buenos Aires. Adultos de *Bucephalus urophyci* Szidat, 1961 y de *Prosorhynchus australis* Szidat, 1961 fueron descriptos a partir de ejemplares colectados del estómago, intestino y ciegos pilóricos de la brótola *Urophycis brasiliensis* (Kaup) (Phycidae) en Quequén, provincia de Buenos Aires (Szidat, 1961), registrados en el congrio *Conger orbignianus* Valenciennes (Congridae) en Bahía Blanca por (Tanzola & Guagliardo 2000) y redesignado a partir de ejemplares colectados en el mismo hospedador de las costas de Mar del Plata por Etchegoin et al. (2005). Suriano & Martorelli (1983) reportaron la presencia de *P. longisaccatus* Durio & Manter, 1968 en el lenguado remo *Oncopterus darwinii* Steindachner (Pleuronectidae) en Mar Chiquita, provincia de Buenos Aires.

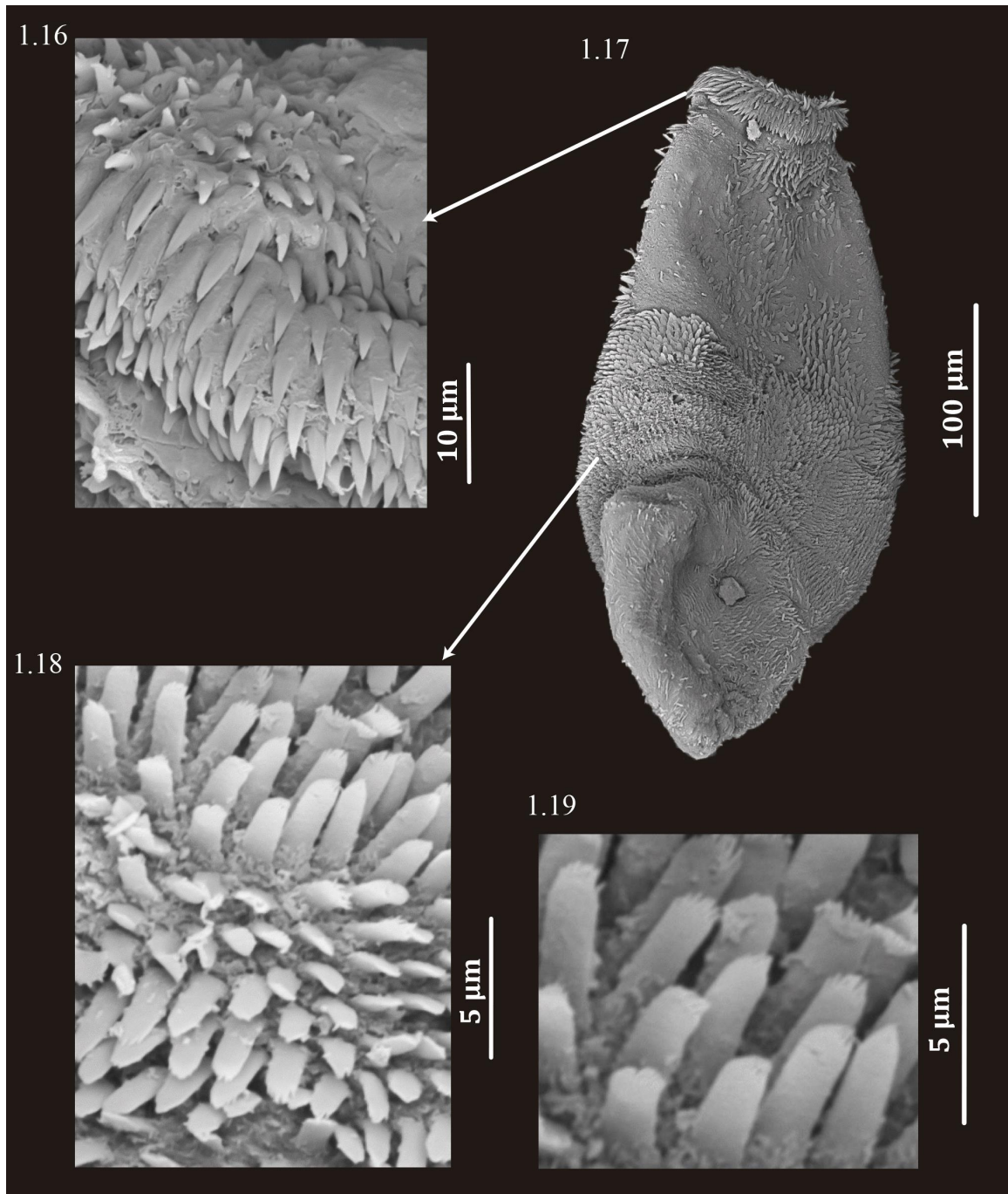
Seis reportes de metacercarias de *Prosorhynchus* sp. fueron registradas en la costa de Argentina. Szidat (1961) las halló en arcos branquiales de *O. darwinii* en Puerto Quequén. Braicovich & Timi (2008) las hallaron en branquias del pez palo *Percophis brasiliensis* Quoy & Gaimard (Percophidae) en la zona de pesca común argentina- uruguaya (34°-38° S) y en la zona de El Rincón, provincia de Buenos Aires (39°-41° S). Lanfranchi et al. (2009) las hallaron en la musculatura del óperculo de la trilla *Mullus argentinae* Hubbs & Marini (Mullidae) en Mar del Plata. Vales et al. (2011) las hallaron en la musculatura de la cabeza de la raneya *Raneya brasiliensis* (Kaup) (Ophidiidae) en Mar del Plata. Por último, Alarcos & Timi (2012) las hallaron en branquias y aletas de *Paralichthys patagonicus* Jordan (Paralichthyidae) en Necochea, provincia de Buenos Aires.

Szidat (1963) describió dos cercarias de la familia Bucephalidae, *Bucephalus* sp. y *Prosorhynchus* sp. en el mejillín *Brachydontes rodriguezii* (d'Orbigny) (Bivalvia: Mytilidae), en Puerto Quequén y Mar del Plata. Cremonte (1999) halló 4 morfotipos de cercarias Bucephalidae en *B. rodriguezii* y en

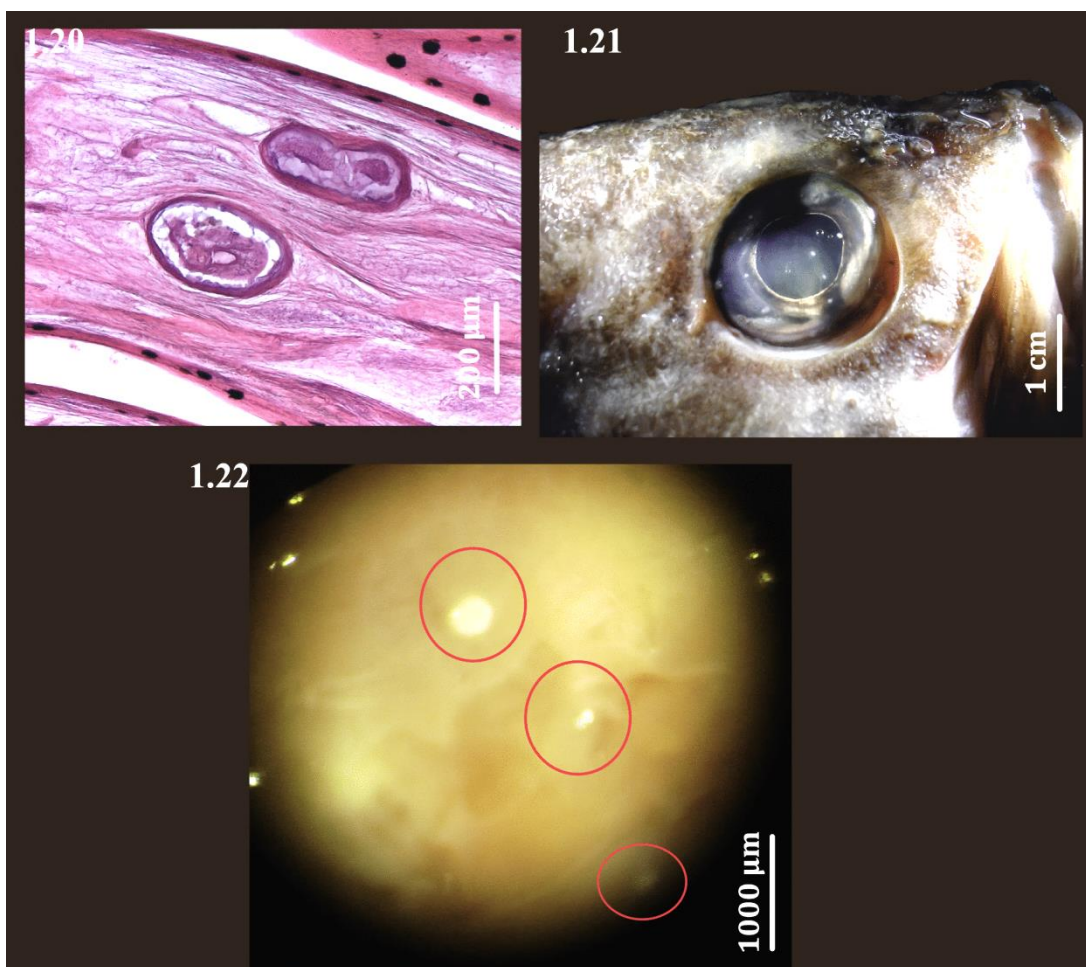
Mytilus edulis Linnaeus (Mytilidae) de Mar del Plata y en *Perumytilus purpuratus* (Lamarck), *Aulacomya atra* (Molina) y *M. platensis* d'Orbigny (Mytilidae) de Comodoro Rivadavia, provincia del Chubut. Una cercaria Bucephalidae gen. et sp. fue hallada en *P. purpuratus* en Puerto Madryn y en *A. atra*, *M. edulis* y *P. purpuratus* en Comodoro Rivadavia (Bagnato et al., 2015).



Figuras 1.13-1.15. Metacercaria de *Prosorhynchus* sp. (Digenea: Bucephalidae) en aletas de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. (1.13) Metacercaria enquistada en aletas, vista dorsal. (1.14) Metacercaria desenquistada, vista ventral. (1.15) Detalle de la genitalia de la metacercaria, vista dorsal. Abreviaturas: ag, atrio genital; ci, ciego; f, faringe; lg, lóbulo genital, o, ovario; q, quiste; r, rhynchus; sc, saco de cirro; u, útero; t, testículos; ve, vesícula excretora; vs, vesícula seminal.



Figuras 1.16-1.19. Metacercaria de *Prosorhynchus* sp. (Digenea: Bucephalidae) en aletas de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. (1.16) Detalle de las espinas puntiagudas del rhynchus. (1.17) Metacercaria desenquistada, entera. (1.18) Espinas corporales. (1.19) Detalle de las espinas corporales, redondeadas con puntas digitiformes.



Figuras 1.20-1.22. Metacercaria de *Proisorhynchus* sp. (Digenea: Bucephalidae) en aletas, ojos y corazón de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. (1.20) Corte histológico (hematoxilina-eosina) de metacercarias enquistadas en los radios de las aletas. (1.21) Ojo con metacercarias enquistadas (puntos blancos). (1.22) Detalle de las metacercarias enquistadas en corazón.

Superfamilia Hemiuroidea Looss, 1899

Familia Hemiuridae Looss, 1899

Subfamilia Dinurinae Looss, 1907

Género *Lecithochirium* Lühe, 1901

***Lecithochirium* sp.**

(Figs. 1.23-1.24)

Descripción (basada en dos especímenes teñidos y montados)

Adulto (basado en las medidas de dos especímenes). Cuerpo alargado, 1150-1950 de largo, sin contar el ecsoma, por 200-580 de ancho máximo a nivel de la ventosa ventral, distancia desde el extremo anterior del cuerpo hasta el borde anterior de la ventosa ventral 160-430 de largo, superficie corporal con plegamientos. Pit presomático ausente. Ecsoma bien desarrollado, 420 de largo por 180

de ancho (Fig. 1.23), invaginado en ocasiones. Ventosas esféricas, la ventosa ventral de mayor tamaño que la oral, 1: 3, situada en el primer cuarto del cuerpo. Ventosa oral subterminal, 140-170 de largo por 170 de ancho. Ventosa ventral grande, bien desarrollada, 120-450 de largo por 480 de ancho (Fig. 1.23). Prefaringe y esófago rudimentarios o ausentes, faringe bien desarrollada, ovalada; ciegos irregularmente anchos y sinuosos, se extienden hasta el final de la cola. Vesícula excretora en forma de “Y”, bifurcación de la rama principal cerca de la mitad de la ventosa ventral, ramas se unen debajo de la faringe (Fig. 1.23). Dos testículos, esféricos, pequeños, oblicuos situados cerca de la mitad del cuerpo; vesícula seminal tripartita (estrangulada en 3 porciones), preacetabular, de paredes delgadas, 120-180 de largo por 30-55 de ancho, conectada al saco de cirro por medio de un ducto sinuoso largo, el cual está rodeado por las células de la glándula prostática, pars prostática sinuosa; el ducto prostático se une con el útero debajo del saco de cirro y forma el ducto hermafrodítico, éste se encuentra dentro del saco de cirro, oval (Fig. 1.24). Cirro corto. Atrio genital usualmente bien desarrollado, 30 de largo por 50 de ancho, poro genital detrás de la bifurcación del ciego. Ovario esférico, localizado dentro del área comprendida entre el borde posterior de la ventosa ventral y el extremo posterior del cuerpo. Vitelario formado por dos masas solapadas con tres y cuatro lóbulos cortos (Fig. 1.23). Útero bien desarrollado y enrollado, ocupando todo el espacio entre la bifurcación del ciego hasta el extremo posterior del cuerpo y no se extiende dentro del ecsoma, el metratermo bien desarrollado se extiende desde debajo de la bifurcación del ciego hasta el borde anterior de la ventosa ventral. Ramas excretoras unidas en forebody. Huevos numerosos, pequeños, operculados de 13-23 (18,5; 10) de largo por 8-10 (9,2; 10) de ancho.

Resumen taxonómico

Hospedador: *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Perciformes: Serranidae).

Localidades: Punta Logarítno (42° 24,224' S, 64° 29,034' O), Golfo San José; Punta Este (42° 46,473' S; 64° 56,794' O) y Bahía Cracker (42° 56,056' S; 64° 30,063' O), Golfo Nuevo, provincia del Chubut, Argentina.

Sitio de infección: estómago.

Prevalencia, abundancia e intensidad de infección: 1%; $0,0 \pm 0,1$ (la intensidad media no pudo calcularse por haber hallado pocos especímenes) (Golfo San José); 2%; $0,026 \pm 2,2$; $1,5 \pm 0,7$ (Golfo Nuevo).

Comentarios

Los adultos hallados en el presente trabajo fueron identificados como pertenecientes a la familia Hemiuridae porque la superficie corporal presenta pliegues, poseen un vitelario compuesto por dos

masas laterales divididas en tres y cuatro lóbulos ovales, dos testículos y por la presencia de un ecsoma (Gibson, 2002).

Los miembros de la familia Hemiuridae parasitan a peces teleósteos marinos, ocasionalmente a peces de agua dulce y serpientes marinas. Utilizan gasterópodos marinos como primeros hospedadores intermediarios (esporocistos y cercarias), cópepodos, ctenóforos, poliquetos, quaetognatos y peces como segundos hospedadores intermediarios (metacercarias) (Køie, 1979, 1990, 1991; Gibson & Bray, 1986).

A su vez, dentro de la familia Hemiuridae, estos adultos pertenecerían a la subfamilia Lecithochiriinae por poseer ecsoma, vesícula eyaculatoria (o prostática) dentro del saco de cirro, el ducto hermafrodítico es relativamente recto, vesícula seminal sacular, particionada, de paredes delgadas, vitelario con siete lóbulos ovales (Gibson, 2002).

Por último, estos adultos fueron determinados como pertenecientes al género *Lecithochirium* por poseer un ecsoma bien desarrollado, superficie corporal lisa, vesícula seminal tripartita anterodorsal a la ventosa ventral (en forebody), pars prostática vesicular, conectada a la vesícula seminal por un ducto largo, saco de cirro y cirro, ovario oval, vitelario con dos masas laterales divididas en tres y cuatro lóbulos ovales (Gibson, 2002).

Este género comprende 130 especies válidas (WoRMS, 2017), de las cuales, en las costas argentinas se reportaron cuatro en 14 especies de peces. Los registros son los siguientes:

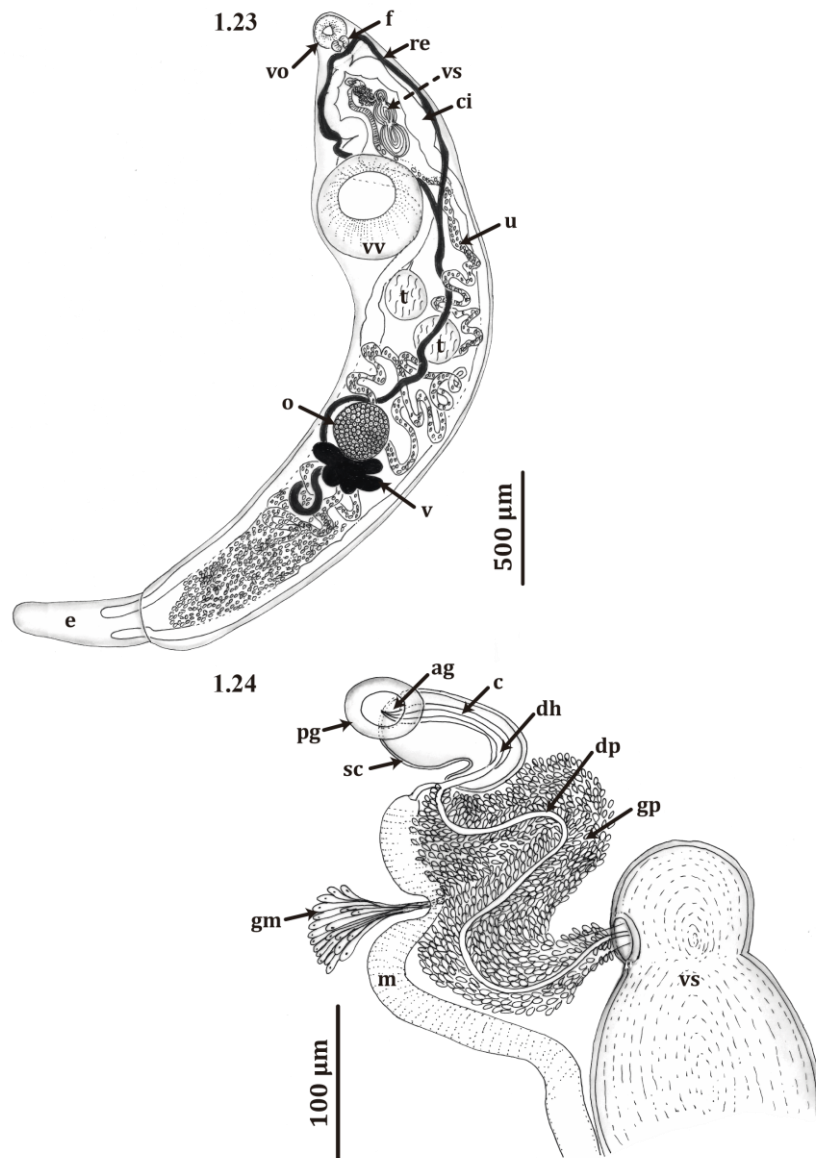
Lecithochirium floridense (Manter, 1934) Crowcroft, 1945 en el lenguado *Paralichthys patagonicus* Jordan (Paralichthyidae) (Szidat, 1961), *Lecithochirium genypteri* Manter, 1954 en los abadejos *Genypterus blacodes* (Forster) y *G. brasiliensis* Regan (Ophidiidae) de la zona de pesca común argentina-uruguay, zona Patagonia norte e Isla Escondida (Suriano & Sutton, 1981; Sardella et al., 1998); en la merluza negra *Dissostichus eleginoides* Smitt (Nototheniidae) (Gaevskaya et al., 1990) y en merluza común *M. hubbsi* Marini (Merlucciidae) de costa patagónica e Islas Malvinas (Mackenzie & Longshaw, 1995). *Lecithochirium microstomum* Chandler, 1935 en la palometa pintada *Parona signata* (Jenyns) (Carangidae) de Quequén (Szidat, 1969); en la corvina rubia *Micropogonias furnieri* (Desmarest) (Sciaenidae) de Mar del Plata (Sardella et al., 1995); en la anchoíta *Engraulis anchoita* Hubbs & Marini (Engraulidae) de la zona comprendida entre los 35°-45° S (Timi et al., 1999; Timi, 2003); en la pescadilla de red *Cynoscion guatucupa* (Cuvier) (Sciaenidae) de Mar del Plata (Timi et al., 2005); en el pez palo *Percophis brasiliensis* Quoy & Gaimard (Percophidae) de la zona de pesca argentina-uruguay, Mar del Plata, zona El Rincón y Golfo San Matías (Braicovich & Timi, 2008, 2010); en el salmón de mar *Pseudoperca semifasciata* (Cuvier) (Pinguipedidae) de Miramar y Península Valdés (Timi & Lanfranchi, 2009a); en la castañeta *Nemadactylus bergi* (Norman) (Cheilodactylidae) de Mar del Plata (Rossin & Timi, 2010);

en el lenguado *Xystreurys rasile* (Jordan) (Paralichthyidae) de Necochea (Alarcos & Timi, 2012, 2013). *Lecithochirium monticellii* (Linton, 1898) Crowcroft, 1946 en la rémora rayada *Echeneis naucrates* Linnaeus (Echeneidae) (Szidat & Nani, 1951).

En el área geográfica del estudio de esta tesis los reportes existentes son muy escasos, siendo sólo los de la anchoíta (juveniles) y el salmón de mar (adultos).

El ciclo generalizado de *Lecithochirium* spp. que se conoce en la actualidad se resume en Criscione et al. (2011), basándose en el trabajo de Matthews & Matthews (1988) de la mesocercaria y metacercaria. Los adultos (con reproducción sexual obligada) infectan los estómagos del congrio, *Conger conger* Linnaeus (Congridae). Los huevos pasan al agua vía las heces del hospedador definitivo y son ingeridos por un gasterópodo, *Gibbula* spp. (Trochidae), en donde se liberan cercarias que penetran en un copépodo. Peces pequeños sirven de terceros hospedadores intermediarios al ingerir los copépodos infectados. El congrio es infectado al ingerir el tercer hospedador intermediario (Criscione et al., 2011).

Los especímenes hallados en el mero podrían pertenecer a la especie ser *L. microstomum*, ya que las medidas concuerdan con las características morfológicas de la descripción realizada por León-Règagnon et al. (1997) de varias especies de peces de México y Timi et al. (1999) de la anchoíta argentina. A su vez, es la especie más reportada en aguas argentinas; sin embargo, el escaso material disponible no permite su identificación específica.



Figuras 1.23-1.24. *Lecithochirium* sp. (Digenea: Hemiuridae) en estómago de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. (1.23) Especimen entero, vista ventral. (1.24) Detalle de la genitalia, vista ventral. Abreviaturas: ag, atrio genital; c, cirro; ci, ciego; dh, ducto hermafrodítico; dp, ducto prostático; e, ecsoma; f, faringe; gm, glándula de Melhis; gp, glándula prostática; m, metratermo; o, ovario; pg, poro genital; re, rama excretora; sc, saco de cirro; t, testículo; u, útero; v, vitelario; vo, ventosa oral; vv, ventosa ventral; vs, vesícula seminal.

Subfamilia Elytrophallinae Skrjabin & Guschanskaja, 1954

Género *Lecithocladium* Lühe, 1901

***Lecithocladium cristatum* (Rudolphi, 1819)**

(Figs. 1.25-1.27)

Descripción (basada en nueve especímenes teñidos y montados)

Adulto. Cuerpo alargado, cilíndrico, 2570-4750 (3690; 9) de largo, sin ecsoma, por 650-840 (730; 9) de ancho máximo, ecsoma corto 130-740 (430; 4) de largo por 230-670 (420; 4) de ancho, ecsoma usualmente invaginado (Fig. 1.25). Tegumento con pliegues (Figs. 1.26-1.27). Ventosa oral 100-330 (280; 9) de largo por 70-300 (220; 9) de ancho, subterminal, papilas internas y externas alrededor de la misma (Fig. 1.27). Faringe alargada, 220-330 (260; 7) de largo por 60-150 (110; 7) de ancho, inmediatamente posterior a la ventosa oral. Esófago corto, ciegos extendiéndose sinuosamente hasta el inicio del ecsoma. Ventosa ventral 210-400 (340; 9) de largo por 180-380 (320; 9) de ancho. Proporción de las ventosas (en largo) 1: 0,48-0,91. Forebody como porcentaje de la longitud corporal 13-14 (14,7; 9).

Testículos oblicuos, cercanos entre sí, testículo anterior 170 (n=1) de largo por 110 (n=1) de ancho, testículo posterior 170-220 (190; 6) de largo por 160-200 (180; 6) de ancho, distancia del margen posterior del acetábulo al testículo posterior 1170-1270 (1220; 2). Vesícula seminal 250-480 (370; 8) de largo por 90-130 (120; 9) de ancho máximo, ovalada, post acetabular, de paredes gruesas 70-90 (80; 4) de espesor (Fig. 1.25); distancia del margen posterior del acetábulo a la vesícula seminal 480-910 (630; 3). Pars prostática larga, se extiende desde el margen posterior del saco de cirro, a nivel del margen posterior del acetábulo hasta el margen anterior de la vesícula seminal. Saco de cirro largo, se extiende desde el nivel posterior de la ventosa oral hasta el nivel posterior del acetábulo, allí se unen el ducto prostático con el útero y forman el ducto hermafrodítico. El poro genital se halla inmediatamente posterior al labio ventral de la ventosa oral (Figs. 1.25-1.27).

Ovario oval, 150-200 (180; 4) de largo por 150-250 (200, 4) de ancho; distancia del acetábulo al ovario 1600 (n=1). Vitelario compuesto por siete lóbulos vitelínicos tubulares, largos y sinuosos, rodeando el ovario, arreglados en dos campos de cuatro y tres lóbulos (Fig. 1.25). Ramas uterinas posteriores no alcanzan el ecsoma. Huevos numerosos, ovales y pequeños 13-19 (16; 8) de largo por 6-10 (8; 8) de ancho.

Resumen taxonómico

Hospedador: *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Perciformes: Serranidae).

Localidad: Punta Gales (42° 24,907' S, 64° 32,367' O), Golfo San José, provincia del Chubut, Argentina.

Sitio de infección: estómago.

Prevalencia, abundancia e intensidad de infección: 1,8 %; $0,4 \pm 3,1$; $23,0 \pm 5,7$ (Golfo San José).

Especímenes depositados: CNP-Par 88 (vouchers).

Comentarios

Los adultos hallados en el presente trabajo fueron identificados como pertenecientes a la familia Hemiuridae por las mismas características detalladas anteriormente en los comentarios de *Lecithochirium* sp. A su vez, dentro de la familia Hemiuridae, estos adultos pertenecen a la subfamilia Elytrophallinae por poseer ecsoma, carecer de vesícula eyaculatoria (o prostática), poseer saco de cirro bien desarrollado; vesícula seminal alargada, de pared muscular gruesa y oval, cirro permanente, delicado y amuscular; vitelario con siete lóbulos tubulares distintivos (Gibson, 2002).

Por último, estos adultos fueron identificados como pertenecientes al género *Lecithocladium* por tener una superficie corporal con pliegues, ventosa oral con forma de embudo y más grande que la ventosa ventral, faringe alargada, vesícula seminal grande, en hindbody, pars prostática larga y sinuosa, en hindbody, saco de cirro tubular, angosto, no alcanzando el nivel de la vesícula seminal, en forebody, lóbulos vitelínicos largos y tubulares (Gibson, 2002).

Este género comprende 54 especies válidas (WoRMS, 2017), de las cuales en las costas argentinas sólo se reportó *Lecithocladium cristatum* (Rudolphi, 1819). *Lecithocladium harpodontis* Srivastava, 1942 fue reportado del sudoeste atlántico en *Scomber colias* Gmelin por Travassos et al. (1969) y se asemeja al espécimen hallado en *Percophis brasiliensis* por Braicovich et al. (2009) en la proporción del ancho de las ventosas (1:1.07–1.97 mm), el tamaño de las ventosas, la faringe y el tamaño de los huevos (0.019–0.022 × 0.007–0.011 mm).

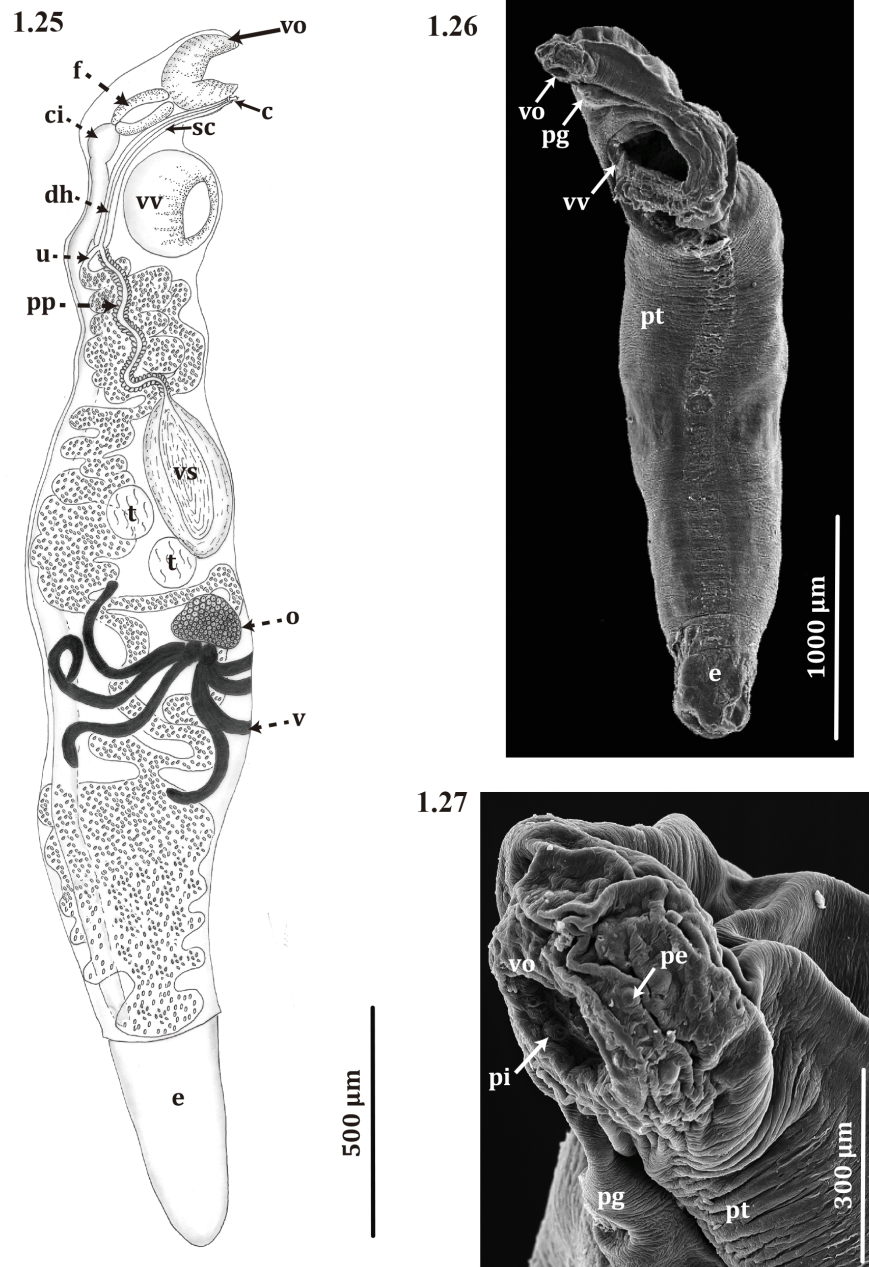
Gibson & Bray (1986) agruparon las especies Indo-Malayas dentro de siete especies de acuerdo al tamaño del cuerpo, ventosas y huevos, y consideraron a *L. harpodontis* como una especie característica para esa región. Braicovich et al. (2009) sugirieron que la especie hallada en Brasil debería ser considerada como *L. cristatum*. Gibson (1976) reportó a *L. cristatum* de *Stromateus stellatus* Cuvier (Stromateidae) de Islas Malvinas brindando una redescrición de la especie. Más tarde, Gaevskaya & Kovaljova (1978) consideraron a *L. cristatum* sensu Gibson (1976) como sinónimo de *L. falklandicum* Gaevskaya & Kovaljova, 1978 descripta de la misma especie hospedadora en la misma zona. Sin embargo, Gibson & Bray (1986) dudaron sobre la validez de *L. falklandicum*. Amato (1983) describió a *L. chaetodipteri* de *Chaetodipterus faber* (Broussonet) (Ephippidae) en Brasil. Este autor distinguió a *L. chaetodipteri* de *L. harpodontis*, la única especie previamente reportada en Brasil, por el tamaño corporal (3.23–4.9 mm comparado con 1.59–2.09 mm) y la vesícula seminal más grande y similar; y la distinguió de *L. unibulbolabrum* Fischthal & Thomas, 1971, por la ausencia de una protuberancia bulbosa en la ventosa oral y la proporción de la longitud ventosa oral-faringe (1:1 comparada con 3:2 de *L. unibulbolabrum*). Sin embargo, Gibson & Bray (1986) determinaron que *L. unibulbolabrum* puede ser considerado un sinónimo de *L. cristatum* debido a que aquellos especímenes poseían un “Nacken- buckle” y se asemejaban a *L. cristatum*. Por

lo tanto, Braicovich et al. (2009) sugirieron que debido a las similitudes en la morfología y tamaño *L. chaetodipteri* sería un sinónimo de *L. cristatum* (Braicovich et al., 2009).

Es importante notar que *L. cristatum* fue previamente citado en la cojinoba palmera, *Seriolella violacea* Guichenot en Perú y Chile y también fue hallada en el Atlántico sur donde ha sido citada como *L. falklandicum* por Gaevskaya & Kovaleva (1978) luego fue sinonimizada con *L. cristatum* por Luque & Oliva (1993).

Guagliardo et al. (2010) reportaron adultos de *L. cristatum* del estómago del savorín *Seriolella porosa* Guichenot (Centrolophidae) del Golfo San Matías, provincia de Río Negro. Braicovich & Timi (2008) reportaron un adulto de *Lecithocladium* sp. en el pez palo *Percophis brasiliensis* Quoy & Gaimard (Percophidae) en el Golfo San Matías, provincia de Río Negro. Braicovich et al. (2009) y Braicovich & Timi (2010) reportaron a *L. cristatum* en estómago del pez palo, *P. brasiliensis* en aguas uruguayas y argentinas y específicamente en Mar del Plata. A su vez, Timi & Lanfranchi (2009) hallaron la misma especie en el salmón de mar *Pseudopercis semifasciata* (Cuvier) (Pinguipedidae) en aguas adentro de las costas de Península Valdés, Argentina.

Los especímenes estudiados en el presente trabajo podrían pertenecer a la especie *Lecithocladium cristatum*, debido a que las medidas son muy similares y concuerdan con las características morfológicas de *L. cristatum* del estómago del savorín *Seriolella porosa* de Golfo San Matías, provincia de Río Negro (Guagliardo et al., 2010).



Figuras 1.25-1.27. *Lecithocladium cristatum* (Rudolphi, 1819) (Digenea: Hemiuridae) en estómago de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. (1.25) Espécimen entero, vista lateral. (1.26) Espécimen entero, fotografía electrónica de barrido, vista latero-ventral. (1.27) Detalle de la ventosa oral, se observan algunas papilas internas y externas, y el poro genital, fotografía electrónica de barrido, vista latero-ventral. Abreviaturas: c, cirro; ci, ciegos; dh, ducto hermafrodítico; e, ecsoma; f, faringe; o, ovario; pe, papilas externas; pi, papilas internas; pg, poro genital; pp, pars prostática; pt, pliegues del tegumento; sc, saco de cirro; t, testículos; u, útero; v, vitelario; vo, ventosa oral; vs, vesícula seminal; vv, ventosa ventral.

Phylum Acanthocephala

Clase Palaeacanthocephala

Orden Polymorphida

Familia Polymorphidae Meyer, 1931

Género *Corynosoma* Lühe, 1904

***Corynosoma* sp.**

(Figs. 1.28-1.33)

Descripción (basada en 15 especímenes teñidos y montados)

Larva cistacanta. Cuerpo piriforme, dilatado en su región anterior 1060-2950 (2084; 10) de largo total por 370-1050 (747; 10) de ancho máximo (Figs. 1.28-1.29). Prosboscis invaginable, cilíndrica, 360-720 (481; 8) de largo por 170-270 (210; 8) de ancho máximo, levemente dilatada en la base, proporción longitud/ancho 1,5-3,6 (2,4; 8). Los ganchos de la proboscis se disponen en 14-20 (18; 14) filas longitudinales con 9-11 (10; 5) ganchos grandes cada una y con 3-5 (4; 15) ganchos chicos cada una (Figs. 1.28-1.31); un total de 12-15 (13; 5) ganchos totales por fila. Los ganchos grandes 80-138 (98; 8) de largo por 10-20 (14; 8) de ancho y los ganchos chicos 21-35 (28; 8) de largo por 6-10 (8; 8) de ancho. Cuello cónico, 120-210 (163; 7) de largo por 250-400 (322; 7) de ancho, sin espinas (Figs. 1.28, 1.30). Los lemniscos son achatados, con forma lobular, 650 de largo por 350 de ancho (n=2). Receptáculo de la proboscis 480-1220 (844,3; 8) de largo por 100-300 (232,9; 8) de ancho, con pared doble 15-20 (18; 4) de grosor. Tronco cubierto por espinas, dorsalmente en el área anterior del aparato de fijación y ventralmente hacia el extremo posterior, sin alcanzar las espinas genitales (Figs. 1.28, 1.29), 1300-2230 (1689; 8) de largo, dividido en una porción anterior (aparato de fijación), en forma de disco de 850-1250 (1015; 7) de largo por 600-1050 (813; 8) de ancho máximo; y una porción posterior subcilíndrica ventralmente espinosa en ambos sexos, de 450-980 (663; 7) de largo por 250-530 (399; 8) de ancho máximo (Figs. 1.28, 1.29). Distancia entre las espinas somáticas posteriores ventrales 20-22 (20; 8). Espinas somáticas 22-31 (28; 8) de largo por 6-8 (8; 8) de ancho máximo. Espinas genitales en ambos sexos en forma triangular 22-27 (25; 7) de largo por 5-15 (10; 7) de ancho (Figs. 1.28, 1.32). Abertura genital de la hembra subterminal. El útero, la vagina y parte del ovario se observan en las Figs. 1.28-1.33.

Resumen taxonómico

Hospedador: *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Perciformes: Serranidae).

Localidades: Punta Gales (42° 24,907' S, 64° 32,367' O), Punta Logarítmico (42° 24,224' S, 64°29,034' O), Fondeadero San Román (42° 15,348' S; 64° 14,025' O), Golfo San José y; Punta Este (42° 46,473' S; 64° 56,794' O) y Bahía Cracker (42° 56,056' S; 64° 30,063' O), Golfo Nuevo, provincia del Chubut, Argentina.

Sitio de infección: encapsuladas en mesenterio.

Prevalencia, abundancia e intensidad de infección: 60 %; $2,9 \pm 5,4$; $4,8 \pm 6,3$ (Golfo San José); 54 %; $1,5 \pm 3,0$; $2,8 \pm 3,7$ (Golfo Nuevo).

Especímenes depositados: CNP-Par 89 (vouchers).

Comentarios

Las larvas cistacantas halladas en el presente trabajo fueron identificadas como pertenecientes al Orden Polymorphidae; a la familia Polymorphidae la cual, al presente, está compuesta de 10 géneros (WoRMS, 2017), los especímenes de esta familia presentan tronco espinoso, núcleos hipodérmicos pequeños y numerosos. Prosboscis o tronco puede ser bulboso. Receptáculo de la proboscis de doble pared, con ganglios cerca de la mitad. Grandes lemniscos, frecuentemente aplanados. De dos a seis glándulas de cemento, excepcionalmente ocho, usualmente tubulares. Parásitos de vertebrados, especialmente de aves y mamíferos (Yamaguti, 1963b).

Con respecto al género, las cistacantas pertenecen al género *Corynosoma* debido a que presentan con cuerpo claviforme, tronco dividido en dos porciones, la porción anterior del tronco bulboso con forma de un disco o bulbo, espinoso hacia abajo más ventral que dorsalmente, la porción posterior espinosa alrededor del poro genital en ambos sexos. La proboscis asoma desde el bulbo discoide del tronco doblando ventralmente y presentó de 14-20 filas longitudinales de ganchos, gran variabilidad conocida para este género (14-28 filas según Yamaguti, 1963b) con 12-15 ganchos cada una (8-18 ganchos totales según Yamaguti, 1963b). Lemniscos moderadamente cortos con forma de lóbulos (Yamaguti, 1963b).

El género *Corynosoma* comprende 36 especies válidas (WoRMS, 2017) que utilizan principalmente pinnípedos, en menor medida cetáceos, aves marinas y mamíferos terrestres como hospedadores definitivos (Aznar et al., 2006). Sus ciclos de vida son complejos e involucran crustáceos (e.g. anfípodos) como hospedadores intermediarios e incluyen varios peces teleósteos como hospedadores paraténicos (Hernández-Orts et al., 2016). Las especies de *Corynosoma* utilizan las redes tróficas para dispersar sus larvas cistacantas (estadio infectivo para los hospedadores definitivos) entre los hospedadores intermediarios. Durante su transmisión, las cistacantas de *Corynosoma* también pueden infectar otros predadores tope en el reino marino (e.g. peces cartilaginosos, aves piscívoras o mamíferos marinos no pinnípedos), los cuales pueden actuar como una vía muerta (hospedador accidental) en sus ciclos de vida (Hernández-Orts et al., 2016).

En el Mar Argentino, las cistacantas más reportadas fueron de *Corynosoma australe* Johnston, 1937, encapsuladas en la cavidad del cuerpo de una gran variedad de peces: en la corvina rubia *Micropogonias furnieri* (Desmarest) (Sciaenidae) de Mar del Plata (Sardella et al., 1995); en la caballa *Scomber japonicus* Houttuyn (Scombridae) (Cremonte & Sardella, 1997) de Mar del Plata y

El Rincón; en los pejerreyes *Odontesthes argentinensis* (Valenciennes) y *O. incisa* (Jenyns) (Atherinidae) de Mar del Plata (Daniel, 2002); en la anchoíta *Engraulis anchoita* Hubbs & Marini (Engraulidae) en varios sitios desde los 34-45° S en el Mar uruguayo-argentino (Timi, 2003); en la merluza común *Merluccius hubbsi* Marini (Merlucciidae) de Patagonia (Sardella & Timi, 2004); en el caballito de mar *Hippocampus* sp. (Syngnathidae) de la Bahía de San Antonio, Río Negro (Braicovich et al., 2005); en los lenguados *Paralichthys isosceles* Jordan y *P. patagonicus* Jordan (Paralichthyidae) de Necochea (Alarcos & Timi, 2012).

A su vez, fueron halladas infecciones mixtas de *C. australe* y *C. cetaceum* Johnston & Best, 1942 en el pez sapo *Porichthys porosissimus* (Cuvier) (Batrachoididae) del estuario de Bahía Blanca (Tanzola et al., 1997); en la pescadilla de red *Cynoscion guatucupa* (Cuvier) (Sciaenidae) de Mar del Plata (Timi et al., 2005); en el pez palo *Percophis brasiliensis* Quoy & Gaimard (Percophidae) de la zona de pesca argentina-uruguay, Golfo San Matías y El Rincón (Braicovich & Timi, 2008); en el turco *Pinguipes brasilianus* Cuvier (Pinguipedidae) de costa de Buenos Aires, Golfo San Matías y Nuevo (Timi et al., 2008); en la trilla *Mullus argentinae* Hubbs & Marini (Mullidae) de Mar del Plata (Lanfranchi et al., 2009b); en el salmón de mar *Pseudopercis semifasciata* (Cuvier) (Pinguipedidae) de Villa Gesell, Miramar y Península Valdés (Timi & Lanfranchi, 2009a); en la raneya *Raneya brasiliensis* (Kaup) (Ophidiidae) de Mar del Plata y Golfo San Jorge (Vales et al., 2011); en el lenguado *Xystreureys rasile* (Jordan) (Paralichthyidae) de Necochea, Buenos Aires (Alarcos & Timi, 2012); en el surel *Trachurus lathami* Nichols (Carangidae) de Miramar y Villa Gesell, Buenos Aires (Braicovich et al., 2012). Tanzola & Guagliardo (2000) citaron a *C. australe* y *C. hamanni* en el congrio *Conger orbygnianus* Valenciennes (Congridae) en el estuario de Bahía Blanca.

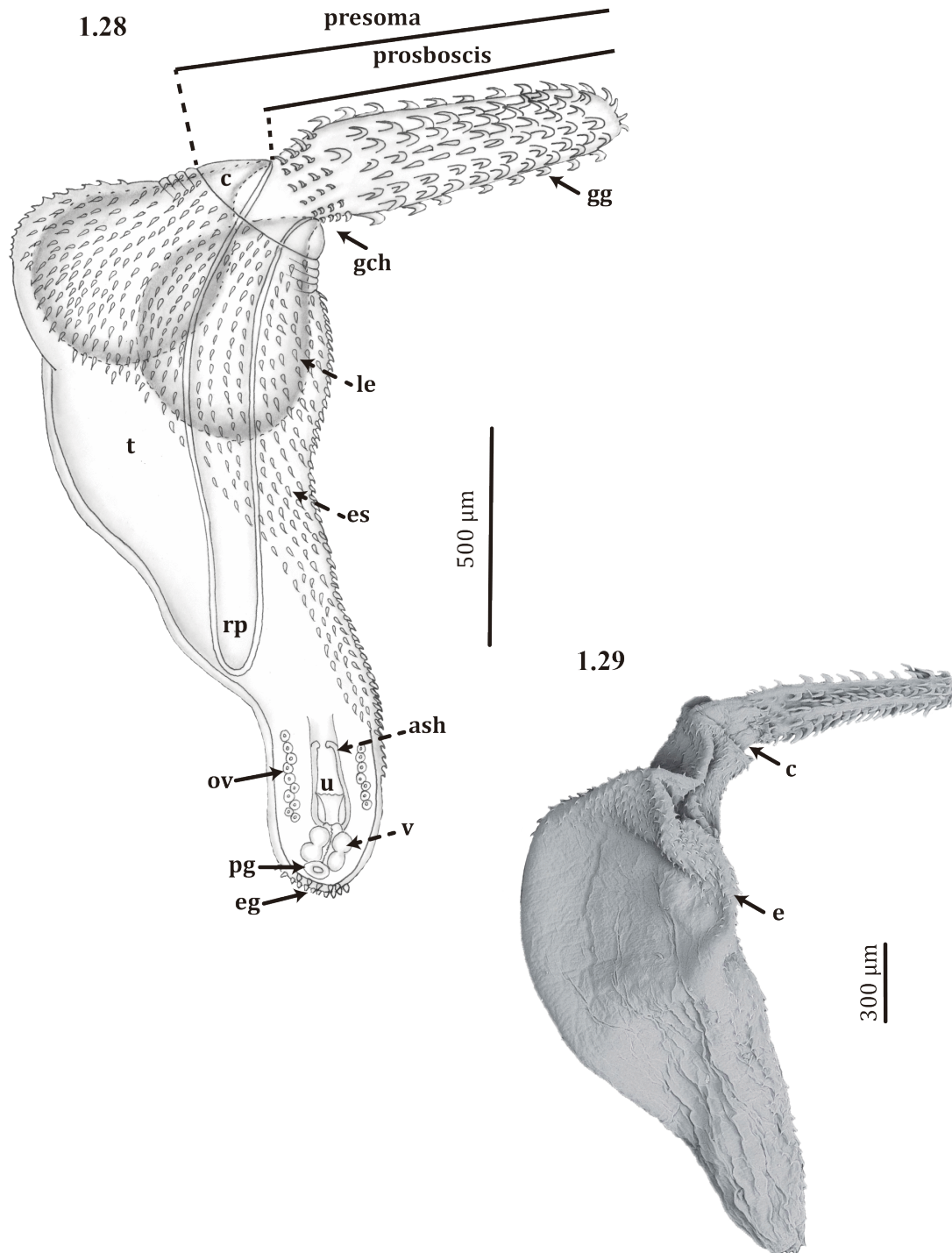
Larvas cistacantas de *Corynosoma* sp. fueron reportadas en el róbalo *Eleginops maclovinus* (Cuvier) (Eleginopsidae) de Tierra del Fuego (Szidat, 1950); en la brótola *Urophycis brasiliensis* (Kaup) (Phycidae) de Puerto Quequén, Buenos Aires (Szidat, 1961); en la palometa pintada *Parona signata* (Jenyns) (Carangidae) de Puerto Quequén (Szidat, 1969); en la merluza común *Merluccius hubbsi* de la zona de pesca común argentina-uruguay (Sardella & Timi, 1996); en los abadejos *Genypterus blacodes* (Forster) y *G. brasiliensis* Regan (Ophidiidae) en aguas de Mar del Plata, Buenos Aires (Sardella et al., 1998) y, en los pejerreyes *Odontesthes smitti* (Lahille) y *O. nigricans* (Richardson) (Atherinidae) de los golfos norpatagónicos (Carballo et al., 2011).

Entre las especies que parasitan como adultos a mamíferos marinos en el Mar Argentino se conocen *C. cetaceum* en el delfín común oceánico *Delphinus delphis* Linnaeus (Delphinidae) en Patagonia (Aznar et al., 2002; Berón-Vera et al., 2007); en la franciscana *Pontoporia blainvillei* (Gervais & d'Orbigny) (Pontoporiidae); en el lobo marino de dos pelos *Arctocephalus australis*

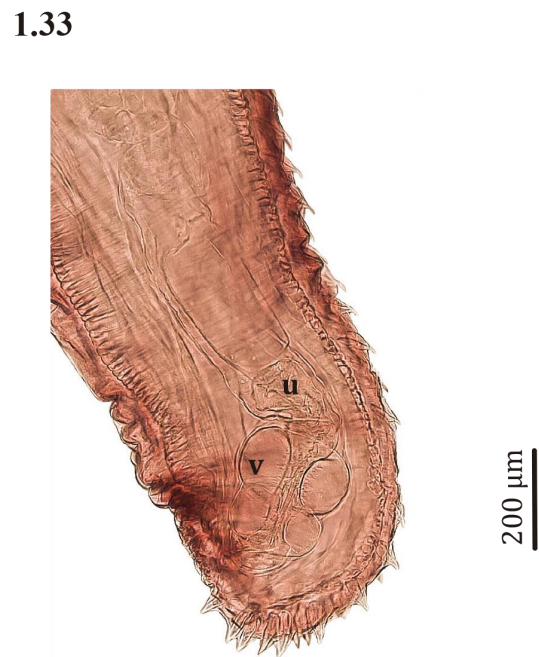
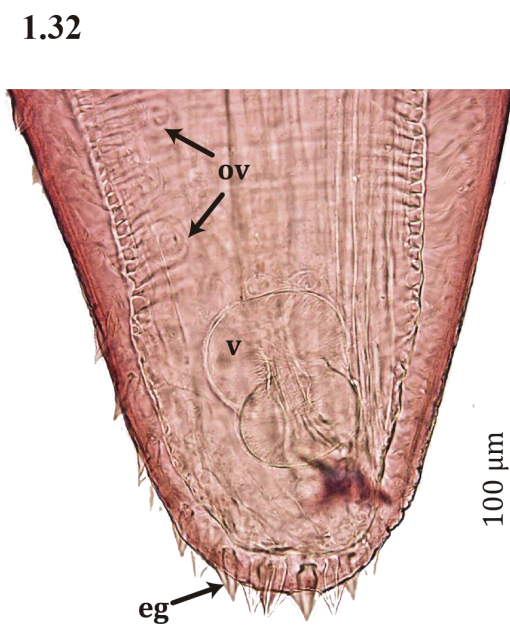
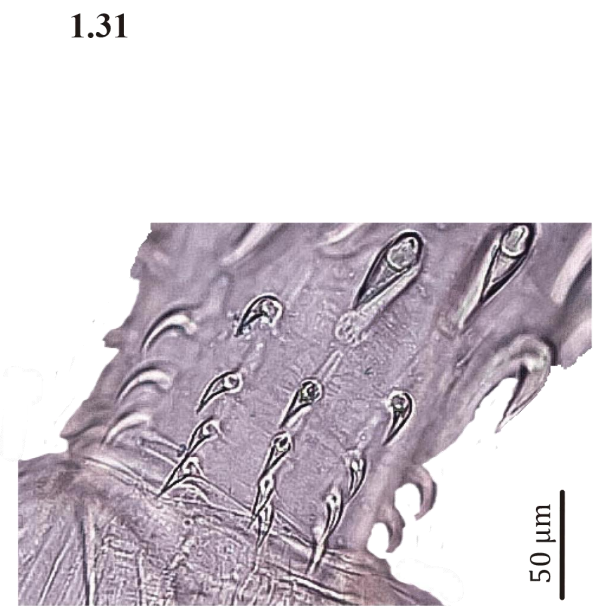
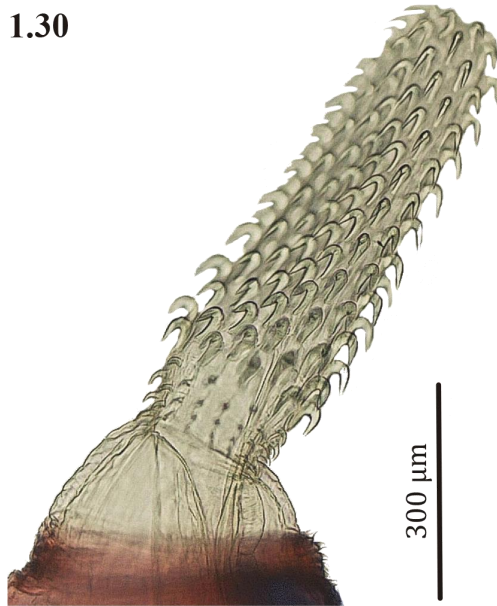
(Zimmermann) (Otariidae) de las costas de Buenos Aires (Sardella et al., 2005) y en la marsopa negra *Phocoena spinipinnis* (Burmeister) (Phocoenidae) en Patagonia (Berón-Vera et al., 2008). *Corynosoma australe* en el lobo marino de dos pelos *A. australis* y en el elefante marino del sur *Mirounga leonina* (Linnaeus) (Phocidae) de la costa de Buenos Aires (Sardella et al., 2005); en la marsopa de anteojos *Phocoena dioptrica* Lahille en Patagonia (Berón-Vera et al., 2008); en el delfín oscuro *Lagenorhynchus obscurus* (Gray) (Delphinidae) en Patagonia (Dans et al., 1999) y en el lobo marino de un pelo *Otaria flavescens* Shaw (Otariidae) en Puerto Madryn, Chubut (Hernández-Orts et al., 2012; Aznar et al., 2015). *Corynosoma evae* Zditowiecki, 1984; *C. bullosum* (Linstow, 1892) y *C. hanna* Zditowiecki, 1984 fueron reportados en el lobo marino de un pelo *O. flavescens* de Quequén (Suárez et al., 2005). A su vez, *C. bullosum* fue reportado en el cachalote *Physeter macrocephalus* Linnaeus (Physeteridae) de Puerto Madryn (Berón-Vera et al., 2008).

La taxonomía del género *Corynosoma* está basada en unas pocas características morfológicas, tales como el número de filas de ganchos de la proboscis, los patrones de distribución de la espinación somática y genital, y la morfometría general (Sardella et al., 2005). Por otra parte las variaciones morfométricas de *C. australe* son notables, incluso entre individuos del mismo hospedador (Braicovich et al., 2005).

Teniendo en cuenta las variaciones intraespecíficas observadas, se podría sugerir que los individuos aquí estudiados corresponderían a *C. australe*; sin embargo, como se trata de ejemplares en estado larval, su identificación a nivel de especie no es posible sin recurrir a análisis moleculares.



Figuras 1.28-1.29. Larva cistacanta de *Corynosoma* sp. (Acanthocephala: Polymorphidae) en mesenterio de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. (1.28) Espécimen entero, vista lateral. (1.29) Espécimen entero, visto al microscopio electrónico de barrido, con detalle del cuello sin espinas y espinación del tronco, vista lateral. Abreviaturas: ash, aparato selector de huevos; c, cuello; eg, espinas genitales; es, espinas somáticas; gch, ganchos chicos; gg, ganchos grandes; le, lemniscos; ov, ovario; pg, poro genital; rp, receptáculo de la proboscis; t, tronco; v, vagina.



Figuras 1.30-1.33. Larva cistacanta de *Corynosoma* sp. (Acanthocephala: Polymorphidae) en mesenterio de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, fotografías al microscopio óptico. (1.30) Detalle de presoma, proboscis + cuello, vista dorsal. (1.31) Detalle de las filas de ganchos chicos de la proboscis, vista dorsal. (1.32) Detalle del extremo posterior de una cistacanta hembra, se observa la vagina, ovario, espinas genitales, vista lateral. (1.33) Detalle del extremo posterior de una cistacanta hembra, se observa bien la vagina y parte del útero, vista lateral. Abreviaturas: eg, espinas genitales; ov, ovario; u, útero; v, vagina.

Phylum Nematoda
Clase Chromadorea
Subclase Chromadoria
Orden Rhabditida
Suborden Spirurina
Infraorden Ascaridomorpha
Superfamilia Ascaridoidea

Familia Anisakidae (Railliet & Henry, 1912 subfamilia) Skrjabin & Karokhin, 1945

La familia Anisakidae está compuesta por seis subfamilias, Goeziinae Travassos, 1919; Acanthocheilinae Wülker, 1929; Anisakinae Railliet & Henry, 1912; Contracaecinae (Mozgovoi & Shakhmatova, 1971); Paranisakinae (Hartwich, 1974) y Pseudanisakinae Petter, Paradiznik, Radujkovic & Cassone, 1991 (Hartwich, 1974; Gibbons, 2010). Presentan un esófago con un ventrículo posterior oblongo o cilíndrico con una depresión, similar a una sutura longitudinal, una dorsal y otra ventral o con un ventrículo globular pequeño formando un apéndice dirigido posteriormente con depresiones o raramente con dos apéndices. Sistema excretor asimétrico, confinado al cordón lateral izquierdo. Poro excretor situado entre la base de los labios subventrales o cerca del anillo nervioso. Ciego intestinal presente o ausente. Parásitos de todas las clases de vertebrados (Moravec, 1998).

Las larvas halladas en esta tesis pertenecen a la subfamilia Anisakinae. Dentro de esta subfamilia existen siete géneros: *Anisakis* Dujardin, 1845; *Terranova* Leiper & Atkinson, 1915 y *Pseudoterranova* Mozgovoi, 1951 pertenecen a la Tribu Anisakinea Chabaud, 1965; y otros géneros que no están designados a una tribu son *Peritrachelius* Diesing, 1851; *Paranisakiopsis* Yamaguti, 1941; *Sulcascaris* Hartwich, 1957 y *Pulchrascaris* Vicente & Dos Santos, 1972 (Gibbons, 2010). En esta subfamilia, el poro excretor se encuentra usualmente en la región del labio. Son parásitos principalmente de mamíferos, tortugas, aves piscívoras y elasmobranquios (Anderson, 2000). Dentro de la subfamilia Anisakinae, las larvas halladas fueron identificadas como pertenecientes a los géneros *Anisakis* y *Pseudoterranova*.

Los nematodos anisákidos de los géneros *Anisakis*, *Pseudoterranova* y *Contracaecum* Railliet & Henry, 1913 son parásitos del tracto alimenticio de vertebrados acuáticos, con ciclos de vida indirectos que involucran varios hospedadores a diferentes niveles de las redes tróficas (Mattiucci et al., 2017a). Los parásitos adultos viven en el estómago o intestino delgado de sus hospedadores definitivos (cetáceos, pinnípedos marinos y aves piscívoras) y los huevos son liberados con las heces al medio acuático, en donde se desarrolla la larva I y muda a larva II; las larvas son ingeridas por un primer hospedador intermediario invertebrado (crustáceo plantónico o semiplantónico) en donde la

larva muda de II a larva III; luego este hospedador intermediario es ingerido por hospedadores paraténicos (calamares y peces) en donde la larva III se distribuye y transporta por todo el medio acuático hasta alcanzar su hospedador definitivo (Anderson, 2000).

Cualquier evaluación de la biodiversidad de los nematodes anisákidos es incompleta si sólo se deduce desde la morfología (Mattiucci & Nascetti, 2008), aunque los análisis morfológicos y consideraciones (históricas) más antiguas comparten un grado considerable de congruencia con las evaluaciones taxonómicas modernas basadas en análisis moleculares. Esto resalta la importancia de la identificación y delimitación apropiada de las especies biológicas dentro de los nematodes anisákidos, inferida de un aporte molecular, como pre requisito para la evaluación precisa de la biodiversidad (Mattiucci et al., 2017a).

El estudio de larvas de Anisakidae en peces resulta interesante al considerar que los géneros *Anisakis*, *Pseudoterranova* y *Contracaecum* son conocidos por su importancia zoonótica (Rello Yubero et al., 2004; Chai et al., 2005). Las formas larvales de estos cuatro géneros, más frecuentemente *Anisakis* y *Pseudoterranova*, causan en el hombre la enfermedad conocida como anisakidosis (Chai et al., 2005). Las larvas de *Anisakis* de peces o calamares son conocidas como agentes de esta enfermedad parasítica en humanos, al ingerir carne de estos animales cruda o poco cocida, estas larvas comparativamente grandes pueden penetrar desde el intestino a la cavidad abdominal. Estos casos son conocidos principalmente en el este de Asia, particularmente en Japón, pero también en Europa (e.g. Holanda, Bélgica) donde estas parasitosis están asociadas con el hábito de ingerir arenque crudo (Moravec, 1998; Quijada et al., 2005). Esta enfermedad adquiere importancia cuando la cultura culinaria conlleva incorporar estos hábitos de ingesta (e.g. ceviche en Perú, sushi en Japón) (Chai et al., 2005; Macpherson, 2005).

Las prevalencias de las distintas especies de Anisakidae suelen ser muy altas en la gran variedad de peces que parasitan (Lymbery et al., 2002). Son innumerables las especies hospedadoras y las zonas donde se han encontrado anisákidos, teniendo en cuenta que se han registrado desde el Círculo Polar Ártico y Mar de Barents hasta Tierra del Fuego y las Islas Shetlands en la Antártida (ejs. George-Nascimento & Urrutia, 2000; Paggi et al., 2000; Berón-Vera et al., 2001); incluso en peces de agua dulce (Szidat & Nani, 1951; Ortubay et al., 1994; Rello Yubero et al., 2004).

La identificación específica de los nematodes anisákidos se basa en marcadores moleculares/genéticos que representan una valiosa herramienta para la evaluación de su biodiversidad (Mattiucci et al., 2017a). Por lo tanto, una identificación inequívoca de los potenciales anisákidos zoonóticos es un requerimiento esencial para el diseño y realización apropiada de estudios epidemiológicos de estos parásitos. Los marcadores moleculares nucleares y mitocondriales válidos, los cuales han sido desarrollados durante las últimas dos décadas, han permitido la divulgación de un número de

especies crípticas o hermanas en diferentes grupos de anisákidos. El aislamiento reproductivo y la falta de flujo génico entre especies hermanas simpátricas y alopátricas fueron demostradas por loci de alozimas, en base a la inferencia del equilibrio de Hardy-Weinberg, quién permitió el establecimiento de su estatus específico (Mattiucci et al., 2017a).

Por lo tanto, un diagnóstico basado en loci de alozimas para diferentes taxa de anisákidos provee una identificación fácil y rápida de grandes cantidades de individuos. La metodología de marcadores por alozimas es particularmente utilizada para la identificación de larvas de múltiples hospedadores (intermediarios/ paraténicos) en los cuales dos o más especies hermanas pueden hallarse en infecciones mixtas. De esta manera, un enfoque multigénico, incluyendo marcadores nucleares y mitocondriales, junto con alozimas, permite una identificación robusta de los taxones considerados (Mattiucci et al., 2017a).

Anisakidae gen. et sp.

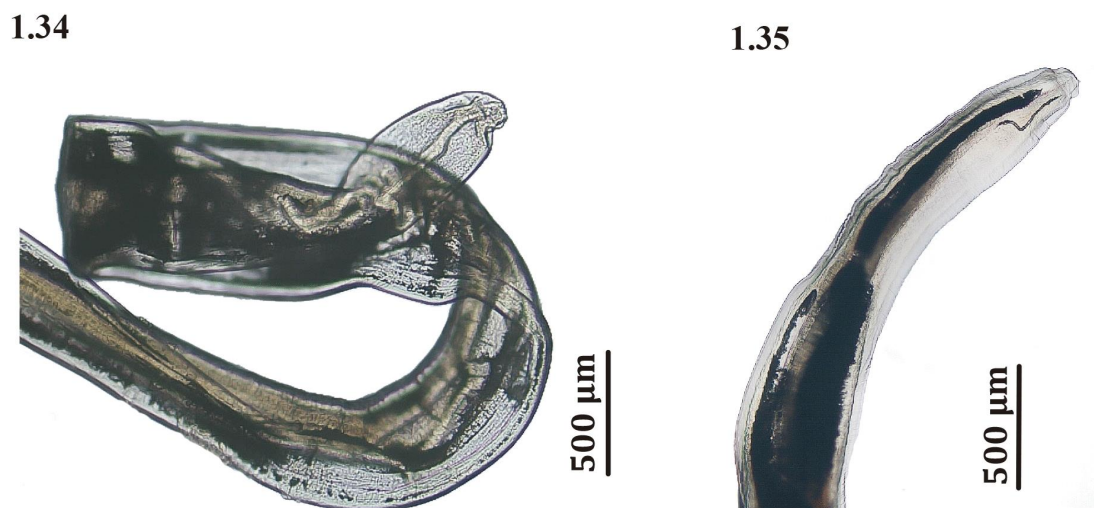
(Figs. 1.34-1.35)

Prevalencia, abundancia e intensidad media de infección: 77%; $6,3 \pm 17,9$; $8,2 \pm 20$ (Golfo San José); 86%; $5,61 \pm 8,2$; $6,5 \pm 8,5$ (Golfo Nuevo).

Comentarios

En el Atlántico Sudoccidental, la familia Anisakidae está representada en peces (hospedadores paraténicos) por formas larvales (LIII) de *Anisakis* sp. y de *Pseudoterranova* sp. (ver reportes debajo); por su parte, *Contracaecum* sp., ha sido reportada en congrio, pescadilla de red, merluza negra, de cola y común, róbalo, anchoíta, abadejo, corvina rubia, pejerrey patagónico, corno; lenguados, palometa pintada, pez palo, salmón de mar, caballa, raya, brótola y surel (Szidat, 1950; Sardella et al., 1995, 1998; Sardella & Timi, 1996, 2004; Cremonte & Sardella, 1997; Tanzola et al., 1998; Tanzola & Guagliardo, 2000; Timi et al., 2001, 2005; Incorvaia & Hernández, 2001; Brickle et al., 2005; Brickle & Mackenzie, 2007; Braicovich & Timi, 2008; Timi & Lanfranchi, 2009a, 2013; Carballo et al., 2011; Alarcos & Timi, 2012, 2013; Braicovich et al., 2012; Pereira et al., 2014; Lanfranchi et al., 2016; Alarcos et al., 2016). Las larvas III de *Terranova* sp. se registraron en congrio, pescadilla de red, anchoíta, merluza común; lenguado, pez palo, turco, salmón de mar, raya y surel (Sardella & Timi, 1996, 2004; Tanzola et al., 1998; Tanzola & Guagliardo, 2000; Timi et al., 2001, 2005, 2008; Braicovich & Timi, 2008; Timi & Lanfranchi, 2009a, 2013; Alarcos & Timi, 2012; Braicovich et al., 2012; Lanfranchi et al., 2016). Las identificaciones taxonómicas de estos

nematodos sólo pudieron realizarse a nivel de género, ya que se trata de larvas y los caracteres morfológicos que permiten la identificación a nivel específico solo están presentes en los adultos (Fagerholm, 1990). En el presente trabajo, en la mayoría de los casos, el estado de conservación de los ejemplares no permitió su identificación, ya que las larvas se hallaban fuertemente encapsuladas por el hospedador y muy dañadas, por lo cual a lo largo de este trabajo fueron tratadas colectivamente como Anisakidae gen. et sp. (Figs. 1.34-1.35).



Figuras 1.34-1.35. Larva III de Anisakidae gen. et sp. (Nematoda: Anisakidae) en mesenterio de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, fotografías al microscopio óptico. (1.34) y (1.35) Ejemplos de larvas III de anisákidos no determinados.

Subfamilia Anisakinae Railliet & Henry, 1912
Género *Anisakis* Dujardin, 1845

***Anisakis* sp. (larva III)**

(Figs. 1.36-1.38)

Descripción (basada en 10 especímenes aclarados y montados)

Larva III. Cuerpo blanco, 14-28 (21,4; 9) mm de largo; 0,4-0,6 (0,5; 10) mm de ancho máximo. Cutícula con fina estriación transversal. Abertura oral con tres primordios labiales poco desarrollados, uno dorsal y dos ventrolaterales, entre los cuales se encuentra el diente larval dirigido antero ventralmente. Poro excretor situado justo debajo del diente larval (Fig. 1.37) orientado ventralmente. Anillo nervioso 0,2-0,7 (0,3; 7) mm desde el extremo anterior del cuerpo (Fig. 1.36). Esófago muscular 0,9-4,7 (2; 9) mm de largo por 0,1-0,2 (0,1; 3) mm de ancho. Ventriculo alargado 0,8-2,1 (1,2; 9) mm de largo por 0,1-0,3 mm (0,2; 9) mm de ancho, se une de forma oblicua con el

intestino. Cola cónica, 0,1 (n=7) mm de largo sin contar el mucrón, éste es prominente 0,01-0,03 (0,02; 6) mm de largo (Fig. 1.38).

Resumen taxonómico

Hospedador: *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Perciformes: Serranidae).

Localidades: Punta Gales (42° 24,907' S, 64° 32,367' O), Punta Logarítimo (42° 24,224' S, 64° 29,034' O), Golfo San José y; Punta Este (42° 46,473' S; 64° 56,794' O) y Bahía Cracker (42° 56,056' S; 64° 30,063' O), Golfo Nuevo, provincia del Chubut, Argentina.

Sitio de infección: mesenterio de la mayoría de los órganos y músculo.

Prevalencia, abundancia e intensidad media de infección: 4%; 0,1 ± 0,9; 3,2 ± 3,3 (Golfo San José); 13%; 0,23 ± 0,6; 1,7 ± 0,8 (Golfo Nuevo).

Especímenes depositados: CNP-Par 84 (vouchers).

Comentarios

Al presente, 11 especies de *Anisakis* son consideradas válidas (WoRMS, 2017). Mattiucci et al. (2014) caracterizaron nueve especies a través de marcadores genéticos diferentes y observaron que estas se encuentran aisladas reproductivamente; no incluyeron en sus estudios a *A. similis* (Baird, 1853) Baylis, 1920 y a *A. schupakovi* Mosgovoi, 1951. La existencia de nueve especies como unidades filogenéticas diferentes ha sido demostrada mediante varios análisis filogenéticos concatenados, inferidos de genes mitocondriales y nucleares (Mattiucci et al., 2017a). De acuerdo a estos análisis, existen cuatro clados diferentes dentro del género *Anisakis*. El primer clado consiste del denominado complejo *A. simplex* (*sensu lato*) e incluye las especies *A. simplex* (*sensu stricto*), *A. pegreffii* Campana-Rouget & Biocca, 1955 y *A. berlandi* Mattiucci, Cipriani, Webb, Paoletti, Marcer, Bellisario, Gibson & Nascetti, 2014 (ver fig. 2 en Mattiucci et al., 2017). Un segundo clado incluye dos especies hermanas *A. ziphidarum* Paggi, Nascetti, Webb, Mattiucci, Cianchi & Bullini, 1988 y *A. nascettii* Mattiucci, Paoletti & Webb, 2009; un tercer clado comprende *A. physeteris* (Baylis, 1923), *A. brevispiculata* Dollfus, 1966 y *A. paggiae* Mattiucci, Nascetti, Dailey, Webb, Barros, Cianchi & Bullini, 2005. Finalmente, los árboles filogenéticos concatenados obtenidos de la combinación de las secuencias mitocondriales y nucleares representaron *A. typica* (Diesing, 1860) como un linaje separado, comprendiendo el cuarto clado dentro del grupo (ver Fig. 2 en Mattiucci et al., 2017).

Los especímenes aquí descriptos fueron identificados como *Anisakis* sp. (LIII) por la presencia de un esófago provisto de un ventrículo glandular alargado y de unión oblicua al intestino, ausencia de apéndice ventricular y ciego intestinal, poro excretor situado a nivel de la base de los labios, cola

cónica, corta y con un mucrón terminal (Moravec, 1998; Anderson, 2000). Los adultos de las especies de *Anisakis* son parásitos del estómago e intestino de cetáceos (delfines, narvales, marsopas, ballenas) y pinnípedos (elefante, foca, lobo marino, foca gris, foca leopardo, foca monje, foca anillada, león marino, morsa).

Las larvas han sido reportadas en la cavidad abdominal (predominantemente en mesenterio y capa serosa de órganos internos) y musculatura, enrolladas en espiral y por lo general encapsuladas; en una gran variedad de teleósteos marinos. En agua dulce se encuentran principalmente en peces migratorios que adquieren la infección durante su estadía en el mar; así como en calamares y crustáceos (Anderson, 2000; Mattiucci et al., 2001).

En la zona de estudio, larvas de *Anisakis* sp. fueron reportadas en el calamar *Illex argentinus* Castellanos (Ommastrephidae) del Golfo San Matías (González & Kroeck, 2000) y entre los teleósteos en el róbalo *Eleginops maclovinus* (Cuvier) (Eleginopsidae) de Tierra del Fuego e Islas Malvinas (Szidat, 1950; Brickle & Mackenzie, 2007); en la merluza común *Merluccius hubbsi* Marini (Merlucciidae) de la zona de pesca común argentina-uruguaya (Sardella & Timi, 1996); en la palometa pintada *Parona signata* (Jenyns) (Carangidae) de Quequén (Szidat, 1969); en la corvina rubia *Micropogonias furnieri* (Desmarest) (Sciaenidae) de Mar del Plata (Sardella et al., 1995); en la caballa *Scomber japonicus* Houttuyn (Scombridae) de Mar del Plata y El Rincón (Cremonte & Sardella, 1997); en los abadejos *Genypterus blacodes* (Forster) y *G. brasiliensis* Regan (Ophidiidae) de la zona de pesca común argentina-uruguaya, zona Patagonia norte, Isla Escondida y Golfo San Jorge (Sardella et al., 1998); en la merluza de cola *Macraronus magellanicus* Lönnberg (Merlucciidae) del Atlántico sud occidental (Incorvaia & Hernández, 2001); de la anchoíta *Engraulis anchoita* Hubbs & Marini (Engraulidae) entre los 34 y 46° S (Timi et al., 2001); en la pescadilla de red *Cynoscion guatucupa* (Cuvier) (Sciaenidae) de Mar del Plata (Timi et al., 2005); en la merluza negra *Dissostichus eleginoides* Smitt (Nototheniidae) de aguas subantárticas (Brickle et al., 2005); en el pez palo *Percophis brasiliensis* Quoy & Gaimard (Percophidae) de la zona de pesca común argentina-uruguaya, El Rincón y Golfo San Matías (Braicovich & Timi, 2008); en el turco *Pinguipes brasilianus* Cuvier (Pinguipedidae) de la costa de Buenos Aires, Puerto Lobos y Bahía Cracker (Timi et al., 2008); en el pez sapo *Porichthys porosissimus* (Cuvier) (Batrachoididae); en el savorín *Seriolella porosa* Guichenot (Centrolophidae) de Bahía Blanca (Guagliardo et al., 2009); en el salmón de mar *Pseudoperca semifasciata* (Cuvier) (Pinguipedidae) de Miramar y Península Valdés (Timi & Lanfranchi, 2009a); en los pejerreyes *Odontesthes nigricans* (Richardson) y *O. smitti* (Lahille) (Atherinidae) de los golfos San José y Nuevo (Carballo et al., 2011).

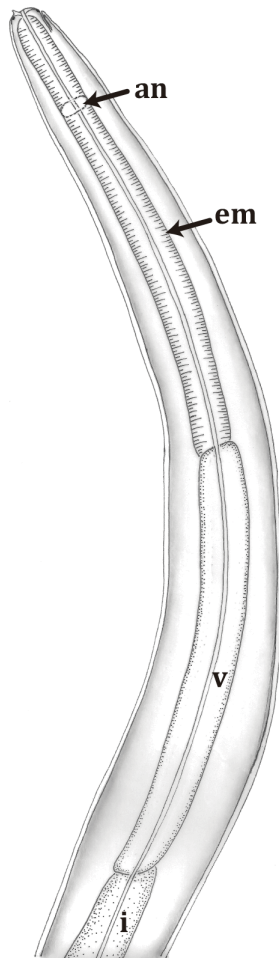
Larvas de *A. simplex* s.l. han sido halladas en el calamar, *I. argentinus* (Nigmatullin & Shukhgálder, 1990) y en los teleósteos: en la merluza común *M. hubbsi* y en la merluza austral *M.*

australis (Hutton) de Islas Malvinas (Mackenzie & Longshaw, 1995), en la anchoíta, *Engraulis anchoita* de la zona de pesca común argentina-uruguaya (Timi et al., 2001), en la raneya *Raneya brasiliensis* (Kaup) (Ophidiidae) de Golfo San Jorge y Mar del Plata (Vales et al., 2011); en el lenguado *Paralichthys patagonicus* Jordan (Paralichthyidae) de Necochea (Alarcos & Timi, 2012) y en el surel *Trachurus lathami* Nichols (Carangidae) de Miramar y Villa Gesell (Braicovich et al., 2012).

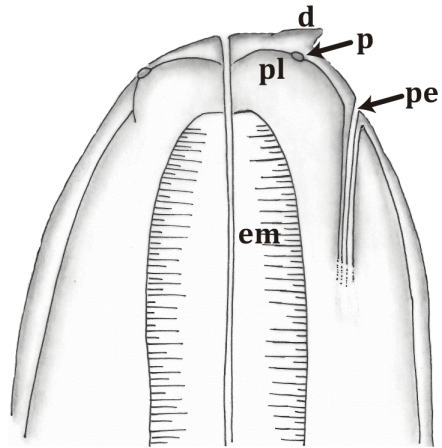
En cuanto a los reportes en mamíferos marinos de la región, en el Atlántico sudoccidental argentino, *Anisakis simplex* fue hallado en el delfín oscuro *Lagenorhynchus obscurus* (Gray) (Delphinidae) (Dans et al., 1999). Berón-Vera et al. (2001) hallaron *A. simplex* (larva IV) en el estómago de la tonina overa *Cephalorhynchus commersonii* Lacépède (Delphinidae) provenientes de Patagonia y Tierra del Fuego. *Anisakis physeteris* fue hallado en el cachalote *Physeter macrocephalus* en Patagonia (Berón-Vera et al., 2008). También se hallaron adultos de *A. simplex* en la franciscana *Pontoporia blainvillei* (Gervais & d'Orbigny) (Pontoporiidae) en aguas de la provincia de Buenos Aires (Aznar et al., 1994).

Las medidas obtenidas en los ejemplares aquí estudiados fueron muy similares a las reportadas para LIII de *Anisakis simplex* halladas en *Engraulis anchoita* del mar argentino-uruguayo (Timi et al., 2001) y mucho mayores a las larvas reportadas en *Odontesthes smitti* y *O. nigricans* para los golfos norpatagónicos (Carballo, 2008).

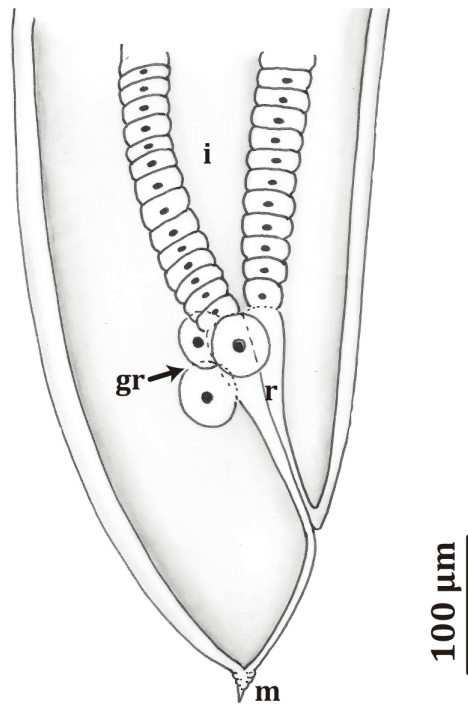
1.36



1.37



1.38



Figuras 1.36-1.38. Larva III de *Anisakis* sp. (Nematoda: Anisakidae) en mesenterio de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. (1.36) Extremo anterior, vista lateral. (1.37) Detalle del extremo anterior, vista lateral. (1.38) Detalle del extremo posterior, vista lateral. Abreviaturas: an, anillo nervioso; d, diente larval; em, esófago muscular; gr, glándulas rectales; i, intestino; m, mucrón; p, papilas; pe, poro excretor; pl, primordio labial; r, recto; v, ventrículo.

Género *Pseudoterranova* Mozgovoi, 1951

***Pseudoterranova cattani* George-Nascimento & Urrutia, 2000 (larva III)**

(Figs. 1.39-1.50)

Descripción (basada en 10 especímenes aclarados y montados)

Larva III. Cuerpo de color marrón-rojizo (Figs. 1.42-1.44), 11,6-34,5 (24,3; 10) mm de largo por 0,4-1,0 (0,7; 10) mm de ancho máximo (Fig. 1.39), cutícula con estriaciones transversales inconspicuas (Figs. 1.48-1.50). El cuerpo alcanza mayor ancho máximo cerca de la mitad del cuerpo. Extremo anterior redondeado. Abertura oral con tres primordios labiales pobremente desarrollados, uno dorsal y dos ventrolaterales. Cada primordio con un par de protuberancias de la cutícula a nivel de la papila (Figs. 1.40, 1.46, 1.48). Diente larval antero-ventral, entre los labios ventrolaterales (Figs. 1.40, 1.45, 1.48). Poro excretor abriendo ventralmente debajo del diente (Fig. 1.40). Anillo nervioso a 0,2-0,4 (0,3; 8) mm del extremo anterior del cuerpo (Fig. 1.39). Esófago muscular 1,1-2,7 (1,9; 7) mm de largo por 0,1-0,4 (0,2; 7) mm de ancho (Figs. 1.39, 1.40, 1.45-1.47), levemente más ancho posteriormente que anteriormente. Proporción longitud corporal/esófago 8,7-18,2 (13; 7). Ventrículo glandular 0,7-1,2 (0,9; 7) mm de largo por 0,2-0,3 (0,3; 7) mm de ancho (Figs. 1.39, 1.47), ligeramente más ancho que el esófago. Proporción longitud corporal/ ventrículo glandular 14,1-36,3 (26; 7). Ciego intestinal 0,5-1,0 (0,7; 6) mm de largo por 0,1-0,3 (0,2; 6) mm de ancho (Figs. 1.39, 1.47). Proporción longitud corporal/ciego intestinal 21,5-65,1 (34; 6). Ciego intestinal ligeramente más corto que el ventrículo glandular. Proporción de la longitud del ciego intestinal/ ventrículo glandular 0,6-1,0 (0,85; 7). Recto rodeado por 3 glándulas rectales, una ventral y dos dorsales (Fig. 1.41). Cola corta, cónica, puntiaguda, 0,1-0,2 (0,1; 9) mm de largo (mucrón no incluido) (Figs. 1.41, 1.49, 1.50). Distancia desde el extremo distal de la glándula excretora al extremo posterior del cuerpo 10,5-32,1 (22,9; 10) mm. Mucrón 0,01-0,02 (0,02; 5) mm de largo (Figs. 1.41, 1.49, 1.50).

Resumen taxonómico

Hospedador: *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Perciformes: Serranidae).

Localidades: Punta Gales (42° 24,907'S, 64° 32,367'O), Punta Logarítimo (42° 24,224'S, 64° 29,034' O) y Fondeadero San Román (42° 15,348'S; 64° 14,025'O), Golfo San José y Punta Este (42° 46,473'S; 64° 56,794'O) y Bahía Cracker (42° 56,056'S; 64° 30,063'O), Golfo Nuevo, provincia del Chubut, Argentina.

Sitio de infección: mesenterio de la mayoría de los órganos y músculo.

Prevalencia, abundancia e intensidad media de infección: 26%; $2,5 \pm 11,9$; $9,8 \pm 22$ (Golfo San José); 29%; $0,99 \pm 2,6$; $3,5 \pm 3,9$ (Golfo Nuevo).

Especímenes depositados: CNP-Par 83 (vouchers).

Comentarios

Los especímenes aquí estudiados fueron identificados como pertenecientes al género *Pseudoterranova* Mozgovoi, 1950 por la presencia de un ventrículo y un ciego intestinal dirigido anteriormente. Los miembros de éste género son parásitos, al estado adulto, de mamíferos marinos, tanto pinnípedos como cetáceos (Hartwich, 1974; Moravec, 1998; Anderson, 2000).

Al presente se reconocen seis especies en el complejo *Pseudoterranova decipiens* en fócidos y otáridos, genéticamente identificadas por primera vez a través de alozimas (Paggi et al., 1991); estas especies son las siguientes: *P. decipiens* (s.s.) (antes *P. decipiens* B) (Krabbe, 1878); *P. bulbosa* (Cobb, 1888) (antes *P. decipiens* C), *P. azarasi* (antes *P. decipiens* D) (Yamaguti & Arima, 1942) de regiones boreales y árticas-boreales; *P. krabbei* (antes *P. decipiens* A) Paggi, Mattiucci, Gibson, Berland, Nascetti, Cianchi & Bullini, 2000; *P. cattani* George-Nascimento & Urrutia, 2000 de *Otaria flavescens* de Chile y Argentina y *P. decipiens* sp. E, de la Antártida, dos especies del hemisferio sur (Timi et al., 2014; Mattiucci et al., 2017a). Otras 2 especies son reconocidas dentro del género *Pseudoterranova*, *P. kogiae* (Johnston & Mawson, 1939) de la ballena *Kogia breviceps* y *P. ceticola* (Deardoff & Overstreet, 1981) de la ballena *K. sima* (Timi et al., 2014); totalizando ocho especies válidas. Una sinopsis de la distribución geográfica de todos los taxa que pertenecen al género *Pseudoterranova* fue provista por Mattiucci & Nascetti (2008), mientras que un análisis filogenético de todos los miembros del complejo *P. decipiens* (s.l.), el cual se encuentra en ambos hemisferios ha sido provisto recientemente por Timi et al. (2014), basado en análisis de secuencias de ADNmt del gen *cox-2* y secuenciado directamente de la región ITS del ADNr. Mattiucci et al. (2017) a través de los siguientes marcadores moleculares: (1) marcadores diagnósticos de alozimas; (2) secuenciación directa de dos genes de la citocromo oxidasa mitocondrial (mtDNA *cox2*); y (3) secuenciación de la región ITS del ADNr se pudieron identificar especies hermanas de *Pseudoterranova* halladas en focas y peces de noreste del Océano Atlántico. El análisis genético de poblaciones utilizando marcadores de alozimas en especímenes de *P. decipiens* (s.l.) recolectados de diversos peces y especies de focas de dicha zona demostró la existencia de una notable heterogeneidad genética en las frecuencias de los alelos entre las muestras. Los datos evidenciaron claramente que tres especies crípticas (*P. krabbei*, *P. decipiens* (s.s.) y a *P. bulbosa*) se hallan simpátricamente en las focas de los sitios de muestreo, sin flujo génico entre ellas. Sin embargo, un análisis morfológico más profundo

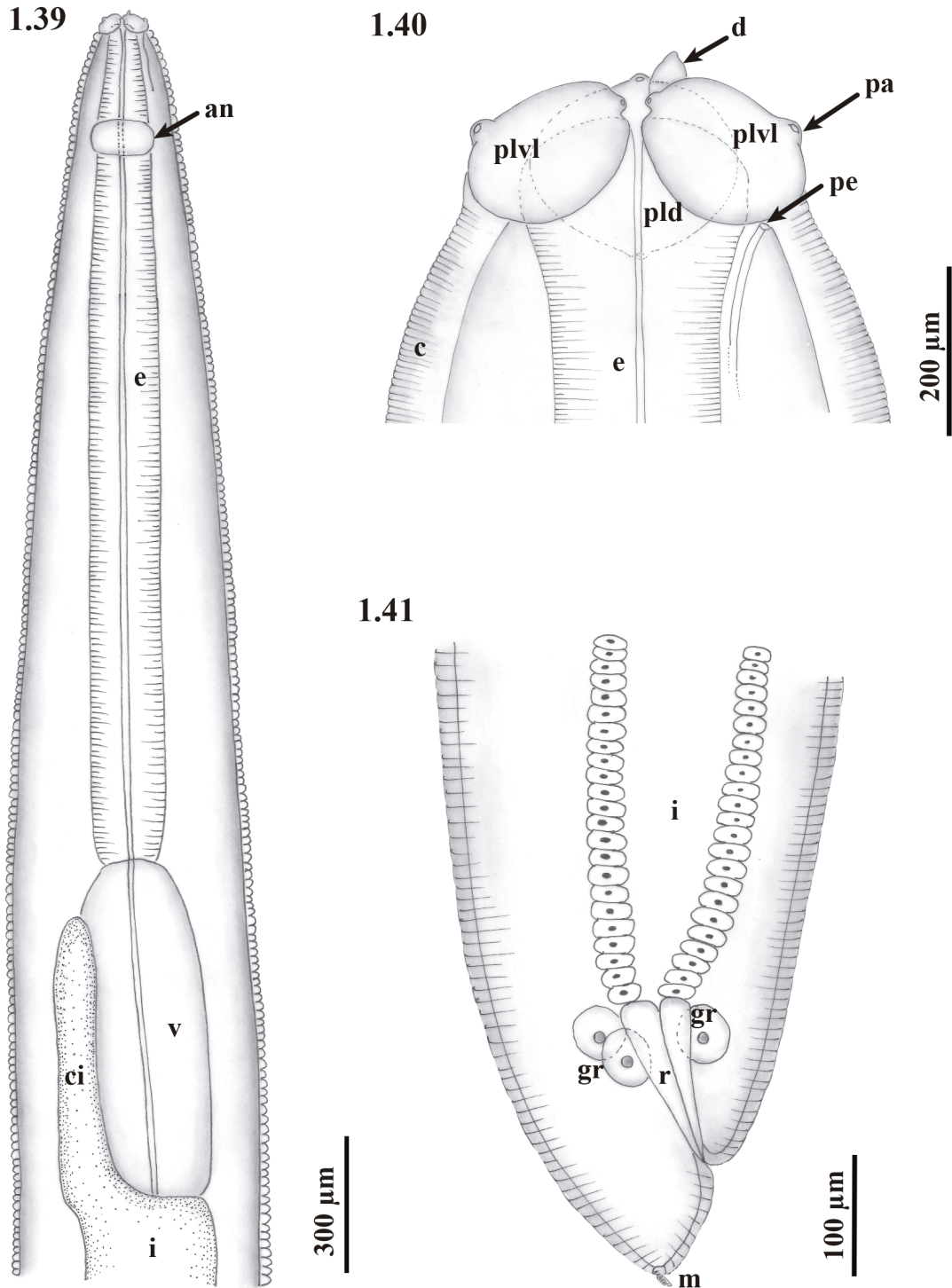
realizado sobre especímenes machos de *P. krabbei* y *P. decipiens* (s.s.), permitió la detección de diferencias significativas en un número de caracteres entre estas dos especies hermanas. Por lo tanto, algunas características morfológicas de valor diagnóstico fueron finalmente detectadas en los adultos de las tres especies hermanas del complejo *P. decipiens* que habitan en aguas del Atlántico noreste (Mattiucci et al., 2017a).

Las larvas del complejo de especies *P. decipiens*, conocidas como “sealworms” o “codworms” son el segundo patógeno más común entre los anisákidos reportados en humanos después de las especies del complejo *Anisakis simplex*. Los nematodos del género *Pseudoterranova* no sólo presentan un problema cosmético en los procesos de productos marinos (ver Fig. 1-2 de la sección Materiales y Metodología General), sino que también presentan un riesgo en la salud del hombre debido a la severa patología que ellos pueden causar cuando se consume carne de pescado cruda o poco cocida, provocando en humanos la enfermedad zoonótica llamada pseudoterranovosis (Timi et al., 2014).

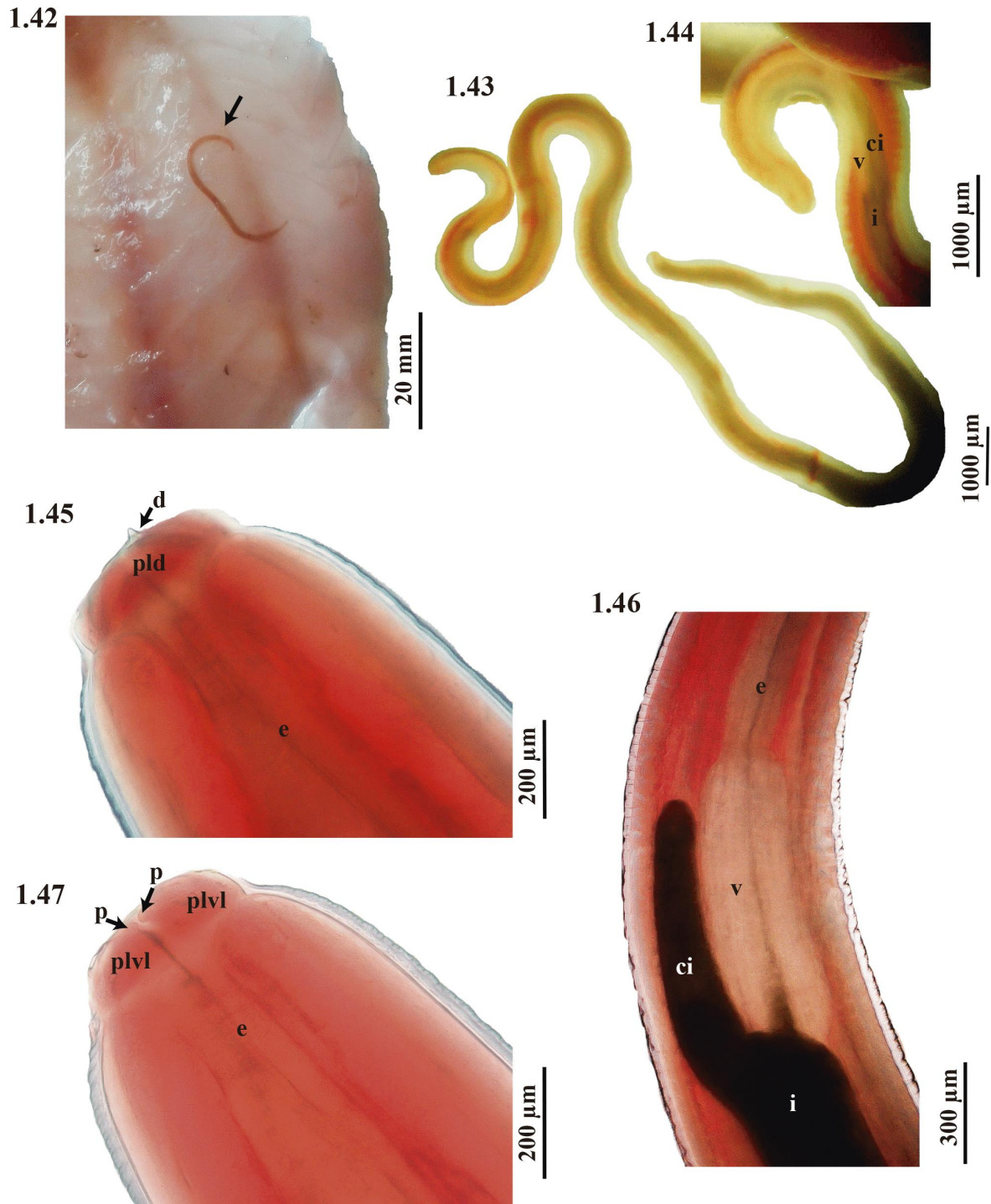
En aguas del Atlántico sudoeste, las larvas que pertenecen a este género han sido reportadas en varias especies de peces, algunos de ellos muy importantes a nivel económico. Por ejemplo, en la merluza común *Merluccius hubbsi* de la zona común de pesca argentino-uruguaya (Sardella & Timi, 1996); en la caballa *Scomber japonicus* de Mar del Plata (Cremonte & Sardella, 1997); en el róbalo *Eleginops maclovinus* de Islas Malvinas (Brickle & Mackenzie, 2007); en el salmón de mar *Pseudopercis semifasciata* de Península Valdés (Timi & Lanfranchi, 2009a); en el turco *Pinguipes brasilianus* de Buenos Aires, Golfo San Matías y Golfo Nuevo (Timi et al., 2008, 2010); en los pejerreyes *Odontesthes smitti* y *O. nigricans* de los golfos norpatagónicos (Carballo et al., 2011); en la raneya *Raneya brasiliensis* del Golfo San Jorge (Vales et al., 2011); en los lenguados *Xystreurys rasile*, *Paralichthys isosceles* y *P. patagonicus* del Atlántico sudoccidental (Alarcos & Timi, 2012, 2013).

Pseudoterranova cattani fue reportado en *Acanthistius patachonicus*, *Paralichthys isosceles*, *Percophis brasiliensis* y *Prionotus nudigula* de la Patagonia (Hernández-Orts et al., 2013a), *Paralichthys isosceles* de Necochea (Alarcos et al., 2016). Timi et al. (2014) reportaron varias especies de peces de las costas de la provincia de Buenos Aires infectadas por *P. cattani* (ver Tabla 5 en Timi et al., 2014) e identificaron morfológica y molecularmente larvas III en *Pseudopercis semifasciata*, *A. patachonicus* (de Mar del Plata) y *Paralichthys patagonicus* (de Quequén), provincia de Buenos Aires. Además, larvas III de *P. decipiens* sp. E en *Notothenia coriiceps* de la Antártida. Los especímenes adultos secuenciados fueron del lobo marino de un pelo *Otaria flavescens* de Chile, de Patagonia y de Quequén.

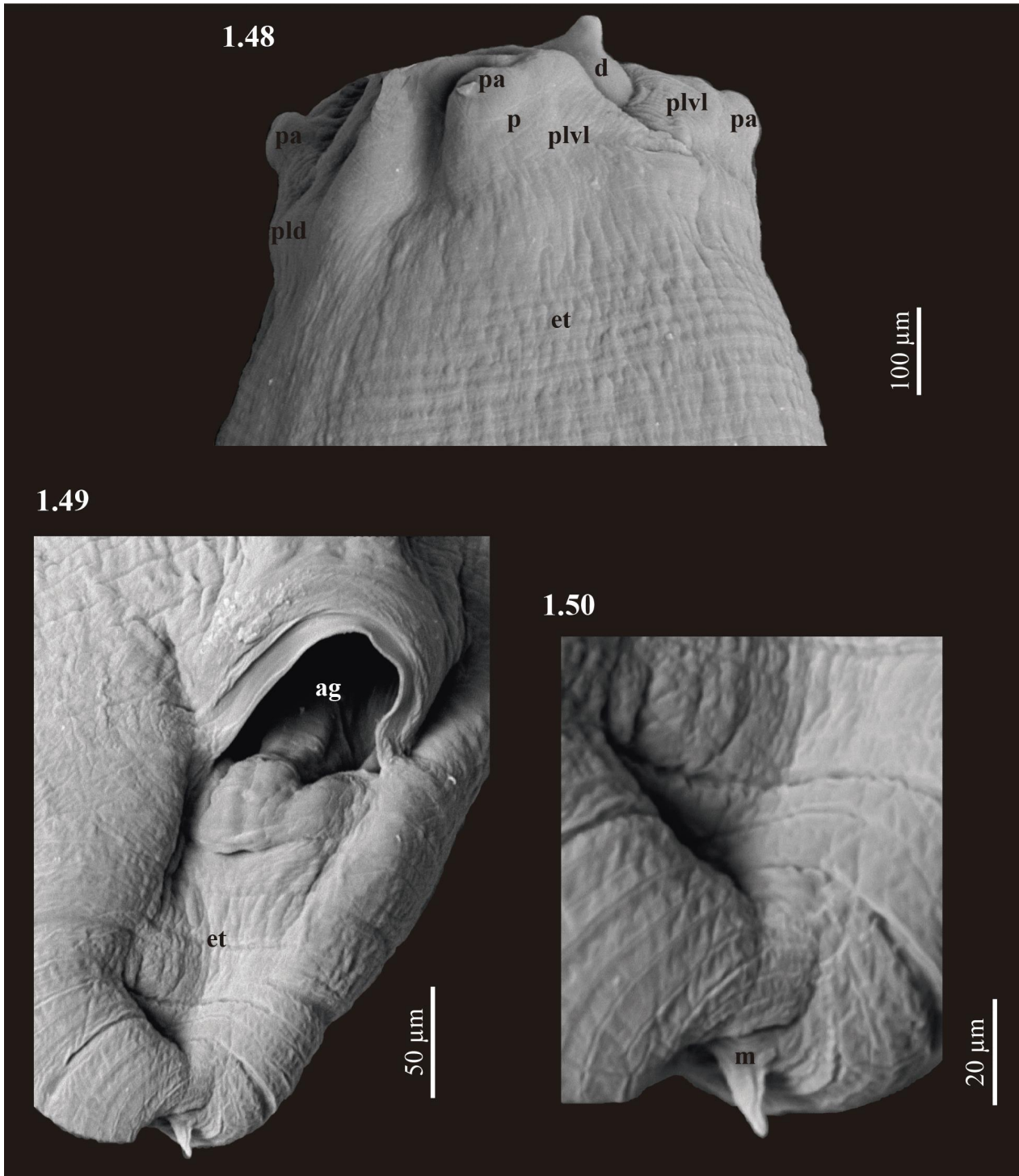
Las medidas obtenidas en este trabajo coinciden perfectamente con las reportadas por Timi et al. (2014) para el mero de Mar del Plata y a su vez, Hernández-Orts et al. (2013) secuenció larvas del mero de Patagonia norte y central a profundidad y también las determinó como *P. cattani*, por lo que se podría decir que la especie hallada en los arrecifes de los golfos norpatagónicos es *P. cattani*. Por el contrario, comparadas con las larvas III descriptas por Carballo (2008) en los pejerreyes patagónicos, las larvas halladas en este trabajo de tesis son mucho más grandes (e.g. 6,19 mm vs. 24,3 mm de largo), probablemente las larvas halladas en los pejerreyes podrían pertenecer al género *Terranova*, ya que las medidas fueron mucho menores y frecuentemente estos dos géneros son confundidos al determinar las larvas, debido a que poseen muy pocas diferencias morfológicas (longitud del ciego intestinal, longitud del ventrículo).



Figuras 1.39-1.41. Larva III de *Pseudoterranova cattani* George-Nascimento & Urrutia, 2000 (Nematoda: Anisakidae) en mesenterio de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. (1.39) Extremo anterior, vista ventrolateral. (1.40) Detalle del extremo anterior, vista ventrolateral. (1.41) Detalle del extremo posterior. Abreviaturas: an, anillo nervioso; c, cutícula; ci, ciego intestinal; d, diente larval; e, esófago; gr, glándula rectal; i, intestino; m, mucrón, pa, papila; pe, poro excretor; pld, primordio labial dorsal; plvl, primordio labial ventrolateral; r, recto; v, ventrículo.



Figuras 1.42-1.47. Larva III de *Pseudoterranova cattani* George-Nascimento & Urrutia, 2000 (Nematoda: Anisakidae) en mesenterio de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. (1.42) Larva hallada en filete (flecha), fotografía a simple vista. (1.43) Larva, espécimen entero, fotografía tomada con lupa. (1.44) Detalle del extremo anterior de la larva, fotografía tomada con lupa. (1.45) Detalle del extremo anterior, vista dorsal. (1.46) Detalle del extremo anterior, vista ventrolateral. (1.47) Detalle del esófago, ventrículo, ciego intestinal e intestino. Especímenes 7-9 coloreados con rojo neutro, in vivo. Abreviaturas: ci, ciego intestinal; d, diente larval; e, esófago; i, intestino; p, protuberancias; pld, primordio labial dorsal; plvl, primordio labial ventrolateral; v, ventrículo.



Figuras 1.48-1.50. Larva III de *Pseudoterranova cattani* George-Nascimento & Urrutia, 2000 (Nematoda: Anisakidae) en mesenterio de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. Fotografías al microscopio electrónico de barrido. (1.48) Extremo anterior, se observa el diente larval entre los labios ventrolaterales, los primordios labiales dorsal y ventrolaterales con las protuberancias a nivel de las papilas y cutícula levemente estriada transversalmente. (1.49) Extremo posterior, se observa abertura genital y mucrón. (1.50) Detalle del mucrón en forma triangular, alargado. Abreviaturas: ag, abertura genital; d, diente de perforación; et, estriaciones transversales; m, mucrón, p, protuberancias; pa, papilas; pld, primordio labial dorsal; plvl, primordio labial ventrolateral.

Superfamilia Seuratoidea Railliet, 1906

Familia Cucullanidae Cobbold, 1864

Subfamilia Cucullaninae Cobbold, 1864

Género *Dichelyne* Jägerskiöld, 1902

***Dichelyne (Cucullanellus) szidati* Timi & Sardella, 2002**

(Figs. 1.51-1.69)

Descripción del adulto (basada en cinco especímenes macho y cinco especímenes hembra aclarados y montados).

Esta especie ya fue descrita por Timi & Sardella (2002), aquí solo se brindan las medidas de algunas estructuras para los especímenes hallados en *Acanthistius patachonicus* de los golfos norpatagónicos.

Figuras 1.51-1.55, 1.66 tomadas y modificadas de la descripción original realizada por dichos autores.

Macho: cuerpo 7,55-11,86 (8,94; 5) mm de largo por 0,29-0,52 (0,39; 5) de ancho. Esófago 0,86-1,00 (0,94; 5) mm de largo, 8,44-12,51 % (10,78%; 5) de la longitud corporal, por 0,13-0,18 (0,15; 5) mm de ancho a la base; cápsula pseudobucal 0,16-0,21 (0,17; 5) mm de ancho. Ciego intestinal 0,31-0,40 (0,35; 2) mm de largo. Distancia desde el extremo anterior al anillo nervioso 0,32-0,42 (0,35; 5) mm. Ventosa precloacal ventral presente, distancia desde el centro al extremo posterior del cuerpo 0,76-0,90 (0,86; 5) mm. Espículas subiguales (Figs. 1.56, 1.57, 1.67), espícula izquierda 0,75-1,18 (0,94; 5) mm de largo, espícula derecha 0,72-1,13 (0,88; 5) mm de largo, 8,11-12,61 % (9,99%; 5) de la longitud corporal (Figs. 1.59, 1.60). Papilas pre- y postcloacales (Figs. 1.56-1.58, 1.68). Gubernáculo de 0,16-0,23 (0,19; 4) mm de largo (Fig. 1.58). Cola 0,14-0,20 (0,17; 5) mm de largo (1.57-1.58).

Hembra: cuerpo 8,60-11,76 (10,38; 5) mm de largo, 0,39-0,57 (0,49; 5) mm de ancho máximo. Esófago 1,02-1,26 (1,13; 5) mm de largo, 9,88-11,83 % (10,96%; 5) mm de la longitud corporal, 0,16-0,21 (0,19; 5) mm de ancho a la base; cápsula pseudobucal 0,19-0,27 (0,22; 5) mm de ancho. Ciego intestinal 0,35-0,52 (0,44; 2) mm de largo. Distancia desde el extremo anterior al anillo nervioso 0,39-0,44 (0,42; 5) mm. Región vaginal, postdeiridos, detalle de la vulva y la vagina (Figs. 1.61-1.62). Distancia de la vulva al extremo anterior del cuerpo 5,95-7,40 (6,67; 2) mm, 67,11% (2) de la longitud corporal. Huevos 0,070-0,080 (0,075; 13) mm de largo por 0,035-0,057 (0,049; 13) mm de ancho (Fig. 1.65). Cola 0,20-0,31 (0,25; 3) mm de largo, con un par de fasmidios situados a 0,14 (1) mm de la extremidad posterior (Figs. 1.63, 1.64, 1.69).

Resumen taxonómico

Hospedador: *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Perciformes: Serranidae).

Localidades: Punta Gales (42° 24,907'S, 64° 32,367'O), Punta Logarítimo (42° 24,224'S, 64° 29,034' O) y Fondeadero San Román (42° 15,348'S; 64° 14,025'O), Golfo San José y Punta Este (42° 46,473'S; 64° 56,794'O) y Bahía Cracker (42° 56,056'S; 64° 30,063'O), Golfo Nuevo, provincia del Chubut, Argentina.

Sitio de infección: intestino posterior.

Prevalencia, abundancia e intensidad media de infección: 36 %; $0,7 \pm 1,2$; $1,9 \pm 1,5$ (Golfo San José); 49 %; $1,5 \pm 2,4$; $3,0 \pm 2,7$ (Golfo Nuevo).

Especímenes depositados: CNP-Par 86 (vouchers).

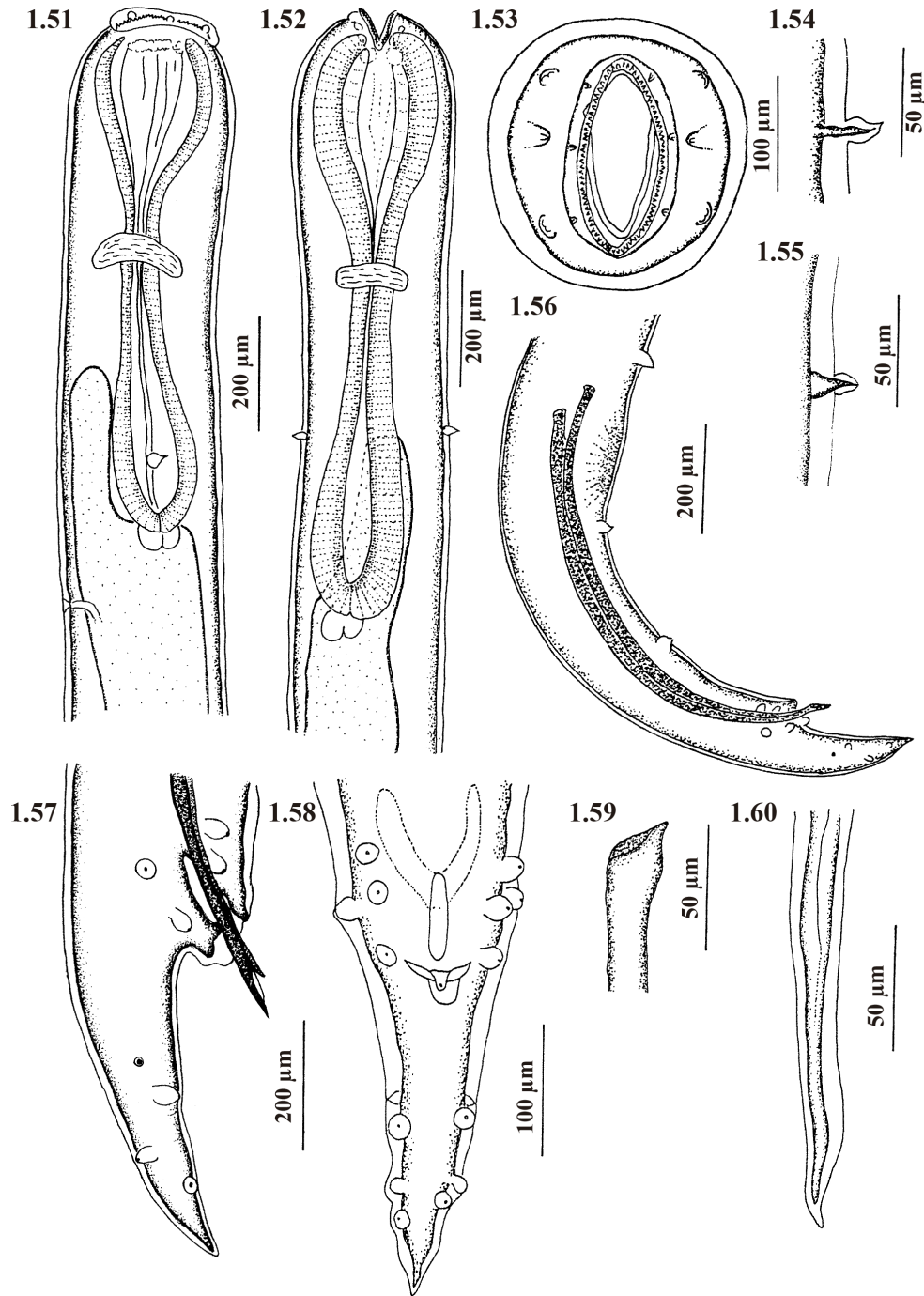
Comentarios

Los especímenes aquí estudiados fueron identificados como pertenecientes al género *Dichelyne* por presentar un gran desarrollo de la cavidad bucal. Los cuculánidos son un grupo peculiar de nematodos intestinales de peces y raramente de tortugas. El ciclo de vida del nematode *Dichelyne* (C.) *szidati* no se conoce, aunque sería indirecto, con al menos un hospedador intermediario que puede ser un poliqueto. Se conoce el ciclo de vida de *D. (C.) minutus* (Rudolphi, 1819), el cual desarrolla el estado adulto en el intestino de *Platichthys flesus* (Linnaeus) (Pleuronectidae) de Dinamarca. *Pleuronectes platessa* Linnaeus (Pleuronectidae) y *Pomatoschistus microps* (Kröyer) (Gobiidae) también albergan esta especie. Los huevos embrionan en el fondo marino, eclosionan larvas III de ~ 440 µm de largo que no son directamente infectivas para las platijas o gobios. El poliqueto *Hediste diversicolor* Müller (Nereididae) actúa como hospedador intermediario. Las larvas III mudan a las larvas IV en la pared intestinal del pez. Los gusanos maduros se hallan en el lumen de la parte anterior del intestino (Køie, 2001). Los detalles del desarrollo y la transmisión de los cuculánidos son aún bastante desconocidos, especialmente en el caso de los que parasitan organismos marinos (Anderson, 2000).

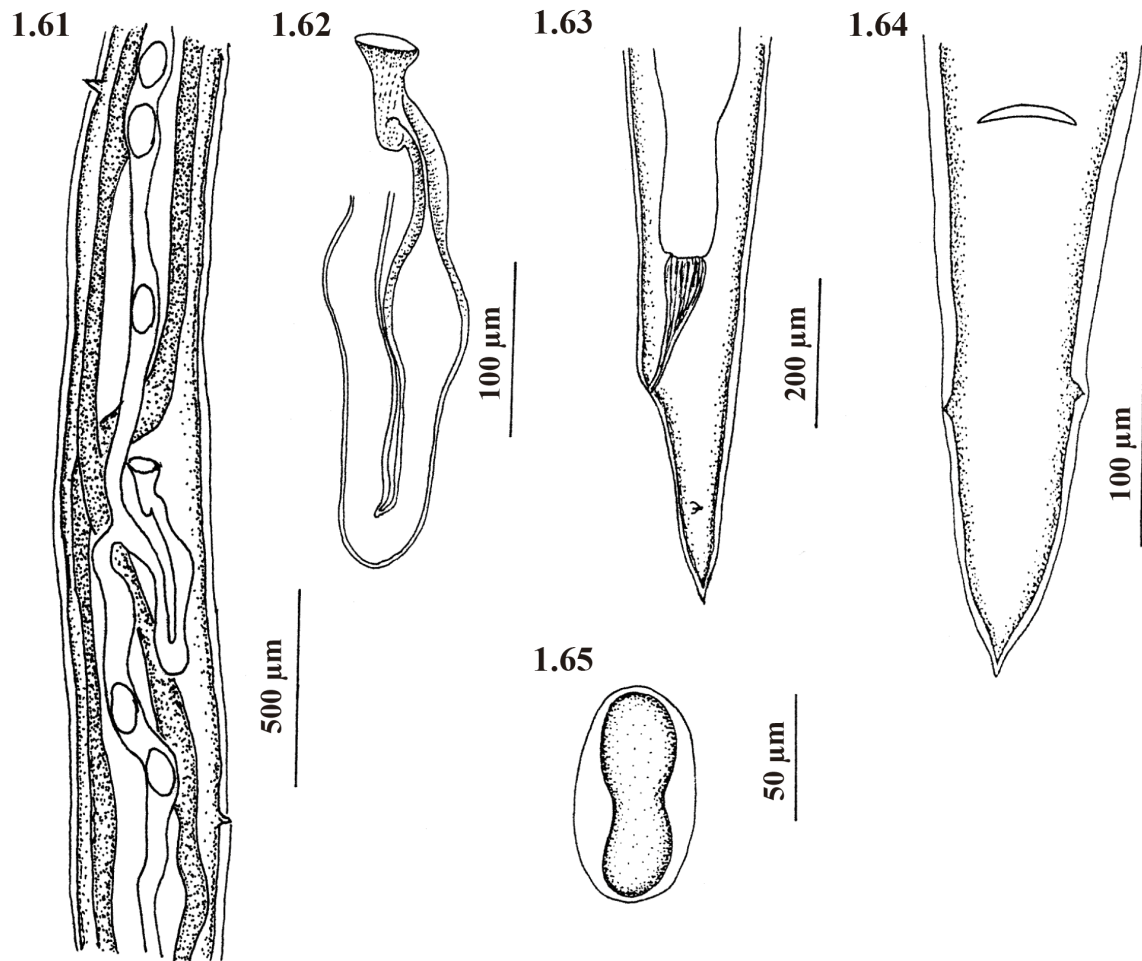
En el Atlántico sudoeste, 9 especies del subgénero *Cucullanellus* han sido reportadas: *Dichelyne* (C.) *dichelyneformis* parásito del róbalo *Eleginops maclovinus* (Cuvier) (Eleginopsidae) de Tierra del Fuego (Szidat, 1950); *D. (C.) travassosi* parásito de *Halichoeres radiatus* (Linnaeus) (Labridae) y de *Balistes vetula* Linnaeus (Balistidae) de Salvador, Brasil (Guimarães & Cristófar, 1974); *D. (C.) fraseri* parásito de la merluza negra *Dissostichus eleginoides* Smitt (Nototheniidae) de Patagonia (Gaevskaya et al., 1990); *D. (C.) elongatus* parásito de la corvina bandeada *Paralonchurus brasiliensis* (Steindachner) (Sciaenidae) de la Isla Marambaia, Brasil (Magalhães Pinto et al., 1992) y de la corvina rubia *Micropogonias furnieri* (Desmarest) (Sciaenidae) de Mar del Plata, provincia de

Buenos Aires (Sardella et al., 1995); la especie presente en esta tesis *D. (C.) szidati* en *Acanthistius brasiliensis* (erróneamente reportada, ya que el pez sería *A. patachonicus*) de Mar del Plata (Timi & Sardella, 2002); *D. (C.) mariajuliae* en la corvina negra *Pogonias cromis* (Linnaeus) (Sciaenidae) de Mar Chiquita, Buenos Aires (Alarcos et al., 2006); *D. (C.) scaienidicola* en el pargo *Umbrina canosai* Berg (Sciaenidae) y *M. furnieri* de Mar del Plata, Buenos Aires y Brasil (Timi et al., 2009), *D. (C.) pleuronectidis* en los lenguados *Paralichthys isosceles* Jordan y *P. patagonicus* Jordan (Paralichthyidae) de Necochea y Puerto Quequén, Buenos Aires (Alarcos & Timi, 2012) y *D. (C.) tornquisti* en el corocoro congo *Orthopristis ruber* (Cuvier) (Haemulidae) de Brasil (Paschoal et al., 2014). *Dichelyne (Cucullanellus) dichelyneformis* y *D. (C.) fraseri* fueron reportados de la región sur del sudoeste Atlántico, parasitando nototénidos. *Dichelyne (C.) szidati* solo ha sido citada en el cocherito *Dules auriga* Cuvier (Serranidae), de Mar del Plata (Braicovich & Timi, 2015), siendo este el primer reporte para Patagonia.

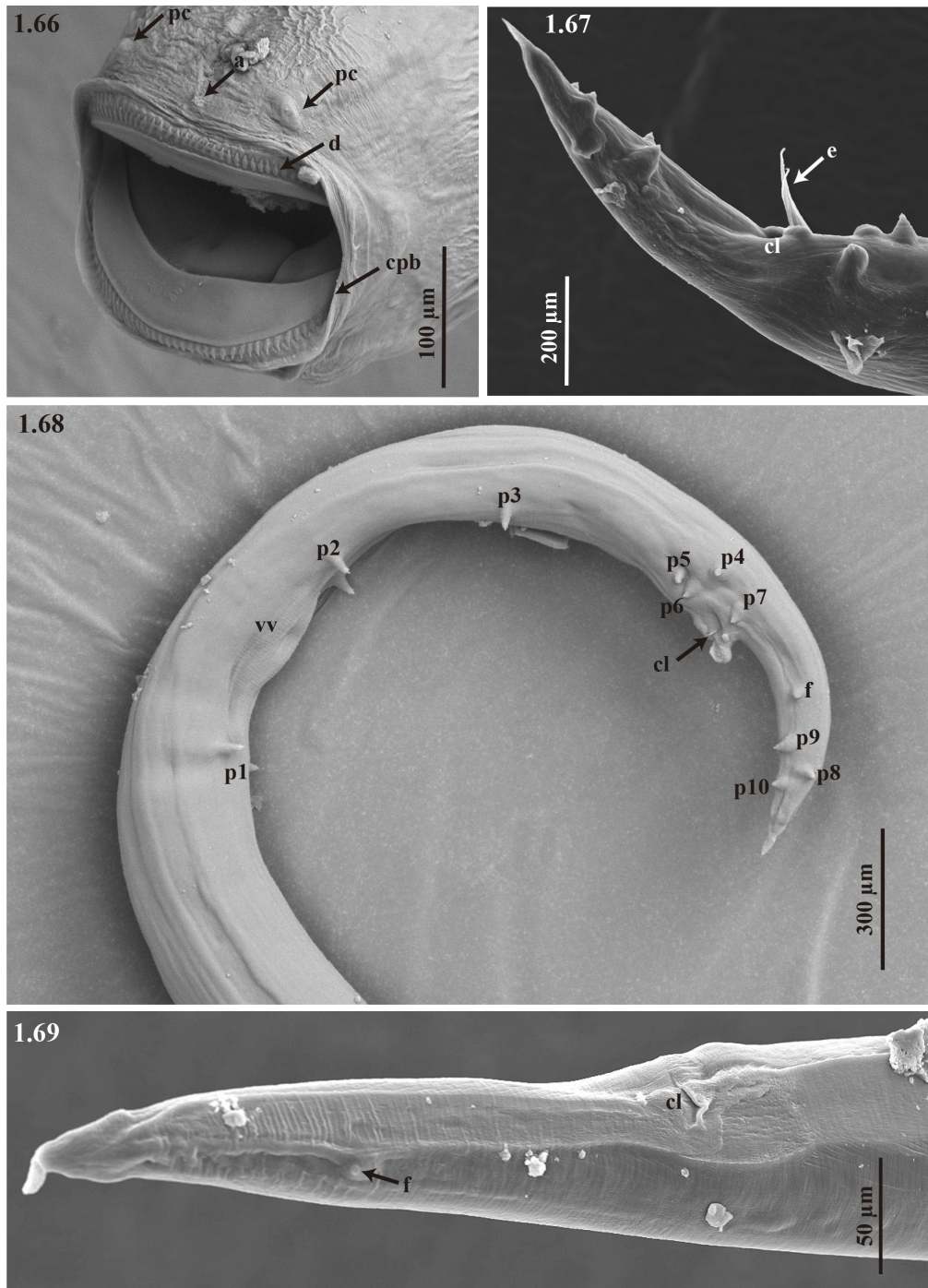
Las medidas de los especímenes hallados en este trabajo de tesis se asemejan mucho a las reportadas por Timi & Sardella (2002) en *Acanthistius brasiliensis* de Mar del Plata.



Figuras 1.51-1.60. *Dichelyne* (*Cucullanellus*) *szidati* (Nematoda: Cucullanidae) en intestino de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, dibujos tomados y modificados de Timi & Sardella (2002). (1.51) Extremo anterior, vista lateral. (1.52) Extremo anterior, vista ventral. (1.53) Extremo anterior, vista apical. (1.54) Deirido. (1.55) Postdeirido. (1.56) Extremo posterior del macho, vista lateral. (1.57) Cola del macho, vista lateral. (1.58) Cola del macho, vista ventral. (1.59) Extremo proximal de la espícula. (1.60) Extremo distal de la espícula.



Figuras 1.61-1.65. *Dichelyne* (*Cucullanellus*) *szidati* (Nematoda: Cucullanidae) en intestino de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, dibujos tomados y modificados de Timi & Sardella (2002). (1.61) Región vaginal de la hembra, mostrando los postdeiridos, vista ventral. (1.62) Detalle de la vulva y la vagina, vista ventral. (1.63) Cola de la hembra, vista lateral. (1.64) Cola de la hembra, vista ventral. (1.65) Huevo.



Figuras 1.66-1.69. *Dichelyne (Cucullanellus) szidati* (Nematoda: Cucullanidae) en intestino de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, fotografías al microscopio electrónico de barrido. (1.66) Extremo anterior, mostrando la gran cápsula pseudobucal, vista lateral. (1.67) Extremo posterior del macho, mostrando parte de las espículas, vista lateral. (1.68) Extremo posterior del macho, mostrando todos los pares de papilas pre- y postcloacales, vista lateral. (1.69) Cola de la hembra, vista ventrolateral. Abreviaturas: a, ánfido; cl, cloaca; cpb, cápsula pseudobucal; d, dentículos; e, espículas; f, fasmidios; pc, papilas cefálicas; p1-10, pares de papilas caudales, p1-p3, precloacales, p4-p7, adcloacales, p8-p10, postcloacales; vv, ventosa ventral.

Superfamilia Dracunculoidea Stiles, 1907

Dracunculoidea fam. gen. et sp.

(Figs. 1.70-1.73)

Descripción (basada en una hembra conteniendo larvas de primer estadio y dos fragmentos)

Hembra adulta. Cuerpo filiforme, muy fino (Fig. 1.70), 6,09-11,69 (9,23; 3) mm de largo por 0,075-0,096 (0,083; 3) mm de ancho. Región cefálica con elevaciones cuticulares mediales (Fig. 1.71). Cápsula bucal ausente. Esófago muscular largo. Glándula esofágica dorsal mononucleada. Vulva postecuatorial. Vivíparo. Cola atenuada hacia el extremo posterior, termina en una punta (Fig. 1.73). **Larva de primer estadio.** Cuerpo 0,64 mm de largo por 0,01 mm de ancho (n=1) (Fig. 1.72).

Resumen taxonómico

Hospedador: *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Perciformes: Serranidae).

Localidades: Fondeadero San Román (42° 15,348' S; 64° 14,025' O), Golfo San José y Punta Este (42° 46,473' S; 64° 56,794' O), Golfo Nuevo, provincia del Chubut, Argentina.

Sitio de infección: ojo.

Prevalencia, abundancia e intensidad media de infección: 2 %; 0,1 ± 0,9; 5,5 ± 6,4 (Golfo San José); 1 %; 0,0087 ± 0,1 (Golfo Nuevo).

Especímenes depositados: CNP-Par 159 (vouchers).

Comentarios

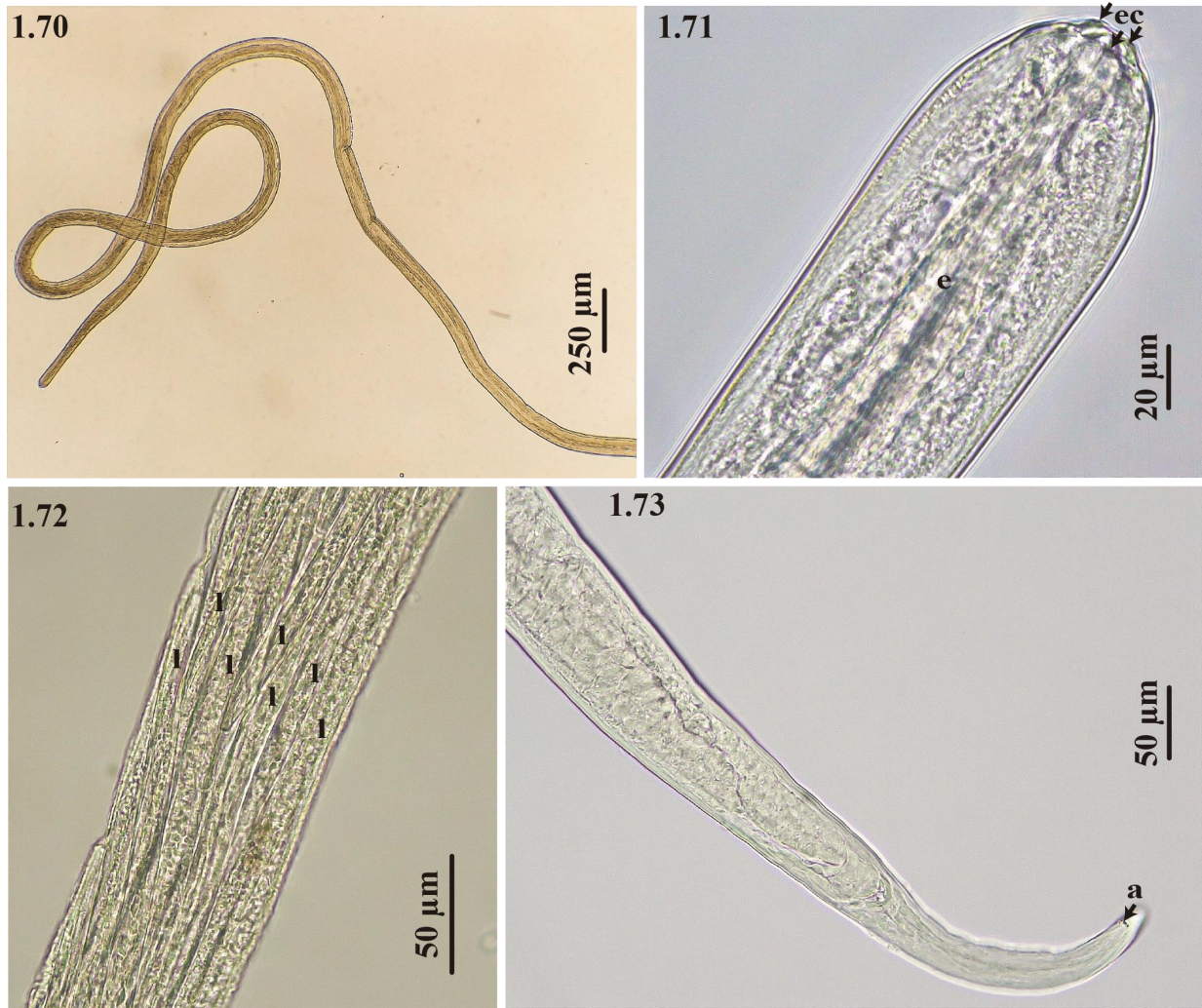
Los especímenes aquí estudiados fueron identificados como pertenecientes a la superfamilia Dracunculoidea por la presencia de una cápsula bucal pobremente desarrollada, presencia de una boca triangular rodeada por papilas cefálicas. Representan un grupo grande y muy diverso de parásitos con distribución mundial (Moravec, 2004). La mayoría son vivíparos; luego de la fertilización las hembras crecen marcadamente con larvas de primer estadio, los cuales llenan el útero (Moravec, 2004). Son parásitos que infectan varios tejidos y cavidades de órganos incluyendo, por ejemplo, la piel y el tejido subcutáneo, musculatura corporal, ojos, órbitas, branquias y vejiga natatoria (en peces), riñones, gónadas y el sistema circulatorio o son halladas en la cavidad corporal del hospedador (Moravec, 2004). El ciclo de vida involucra crustáceos acuáticos, como copépodos, ostrácodos y braquiuros como hospedadores intermediarios y, consecuentemente, la transmisión y la existencia de estos parásitos en hospedadores definitivos vertebrados están siempre asociados con el medio ambiente acuático.

Moravec (2006) transfiere la familia Anguillicolidae a la superfamilia Anguilliculoidea Yamaguti, 1935, la cual comprende un género y cinco especies parásitas de peces (Moravec, 2004; Gibbons, 2010). Así, la superfamilia Dracunculoidea comprende ocho familias válidas y un género aún no asignado a ninguna familia, *Lockenloia* Adamson & Caira, 1991 de tiburones. Entre ellas, **Dracunculidae** Stiles, 1907 consta de unas pocas especies parásitas de anfibios (*Kamegainema* y *Protenema*), aves (*Avioserpens*) y reptiles y mamíferos (*Dracunculus*); **Micropleuridae** Baylis & Daubney, 1926 comprende cuatro especies de *Micropleura* de reptiles y dos especies de *Granulinema* de peces (tiburones); el resto de las familias comprende parásitos de peces, incluyendo **Daniconematidae** Moravec & Køie, 1987 con tres géneros y cuatro especies; **Guyanemidae** Petter, 1975 consistente en cinco géneros y nueve especies; **Lucionematidae** Moravec, Molnár & Székely, 1998 comprende un género con dos especies; **Philometridae** Baylis & Daubney, 1926 con cuatro subfamilias conteniendo 12 géneros y 115 especies; **Skrjabillanidae** Shigin & Shigina, 1958 comprende cuatro géneros y siete especies y **Tetanonematidae** Skrjabin & Shikhobalova, 1948 consiste en un género y una especie (Moravec, 2004).

La mayoría de las descripciones de las especies están basadas solamente en las hembras, mientras que los machos conespecíficos permanecen desconocidos debido a que son muy pequeños, tienen una ocurrencia rara o efímera en el hospedador y usualmente se localizan en tejidos del hospedador diferentes al que invaden las hembras grávidas (Moravec, 2004).

Los dracunculoideos de peces son pobremente conocidos, pero las oportunidades para estudios más detallados de estos parásitos mejorarán ampliamente con el uso de nuevos métodos en helmintología, en particular de la microscopía electrónica de barrido y estudios de ADN (Moravec, 2004).

En la costa oeste del Océano Atlántico los registros de nematodes dracunculoideos son muy escasos. Están reportados al presente *Philonema* sp. (larva) (Micropleuridae) en mesenterio, corazón, gónadas e hígado del róbalo *Eleginops maclovinus* (Cuvier) (Eleginopsidae) de Islas Malvinas (Brickle & Mackenzie, 2007); *Moravecía argentinensis* Braicovich, Moravec & Timi, 2007 (adulto) (Guyanemidae) en vasos sanguíneos de pez palo *Percophis brasiliensis* Quoy & Gaimard (Percophidae) de la zona de pesca común argentino-uruguaya, El Rincón (provincia de Buenos Aires) y Golfo San Matías (Braicovich & Timi, 2008) e *Ichthyofilaria argentinensis* Incorvaia, 1999 (adulto) (Philometridae) de vejiga natatoria de la merluza común *Merluccius hubbsi* Marini (Merlucciidae) de la zona de pesca común argentina-uruguaya, Golfo San Matías y San Jorge y Plataforma patagónica (Sardella & Timi, 2004).



Figuras 1.70-1.73. Dracunculoidea fam. gen. et sp. (Nematoda) en ojo de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, fotografías al microscopio óptico. (1.70) Fragmento del cuerpo de una hembra desde la región anterior, mostrando aspecto general. (1.71) Extremo anterior de una hembra, vista ventral. (1.72) Región media del cuerpo de una hembra, mostrando las larvas de primer estadio dentro del útero. (1.73) Cola de una hembra, vista ventrolateral. Abreviaturas: a, ano; e, esófago muscular; ec, elevaciones cefálicas; l, larva primer estadio.

Phylum Arthropoda
Subphylum Crustacea
Superclase Multicrustacea
Clase Hexanauplia
Subclase Copepoda
Infraclase Neocopepoda
Superorden Podoplea
Orden Siphonostomatoida
Familia Lernaeopodidae Milne Edwards, 1840
Género *Clavella* Oken, 1815

***Clavella* sp.**

(Figs. 1.74-1.85)

Descripción (basada en 10 especímenes hembra aclarados y montados)

Hembra: cefalotórax subcilíndrico, 1130-1708 (1412; 10) de largo por 257-450 (339; 10) de ancho, ligeramente más largo que el tronco, con el mismo ancho a lo largo de su longitud (Figs. 1.74, 1.76, 1.85). Tronco sub-oval, más largo que ancho, 879-1727 (1266; 10) de largo por 559-1233 (890; 10) de ancho, margen posterior con un proceso genital pequeño (Fig. 1.75) 117-154 (131; 3) de largo por 89-97 (92; 3) de ancho (Figs. 1.74, 1.76, 1.85). Segunda maxila corta, 404-690 (543; 10) de largo por 221-493 (371; 10) de ancho, incluyendo un ducto fino y corto de las glándulas maxilares. Sacos ovígeros más largos que el tronco, 862-1629 (1358; 7) de largo, huevos 177-269 (207; 7) de largo por 128-190 (155; 7) de ancho.

Anténula (1° antena) (Figs. 1.80, 1.81) bisegmentada; segundo segmento con 3 setas, dos de ellas más largas y una corta. Antena (2° antena) (Fig. 1.80) sin exópodo, segmento basal consiste de dos partes indistintas; un segmento distal pequeño, armado con dos setas. Mandíbula con aproximadamente ocho dientes visibles sobre el margen distal, arreglados en tres dientes distales, un diente primario largo y tres dientes basales. Maxílula (1° maxila) (Figs. 1.79, 1.80, 1.82) con grupos de cuatro dentículos sobre el margen dorsal, exópodo con dos setas, una grande y una pequeña simple espiniforme; endópodo con una seta birramosa pequeña. Maxila (2° maxila) (Figs. 1.74, 1.76-1.78, 1.84, 1.85) levemente curvada, corta. Bulla pequeña (Figs. 1.77, 1.78, 1.84), con un disco circular 37-75 (55; 7) de diámetro y manubrio corto. Maxilípodo fuerte (Figs. 1.80, 1.83), con corpus robusto y área medial con una seta espiniforme y un parche de dentículos; subquela con un eje cilíndrico con una seta espiniforme sobre la superficie lateral, una barba distal y dentículos sobre la parte distal del margen interno; pinza curvada y afilada.

Macho: no fueron hallados fijados a las hembras.

Resumen taxonómico

Hospedador: *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Perciformes: Serranidae).

Localidades: Punta Gales (42° 24,907' S, 64° 32,367' O), Punta Logarítmo (42° 24,224' S, 64° 29,034' O) y Fondeadero San Román (42° 15,348' S; 64° 14,025' O), Golfo San José y Punta Este (42° 46,473' S; 64° 56,794' O) y Bahía Cracker (42° 56,056' S; 64° 30,063' O), Golfo Nuevo, provincia del Chubut, Argentina.

Sitio de infección: aletas.

Prevalencia, abundancia e intensidad media de infección: 15 %; $0,5 \pm 2,3$; $3,4 \pm 5,2$ (Golfo San José); 23 %; $0,49 \pm 1,6$; $2,1 \pm 2,7$ (Golfo Nuevo).

Especímenes tipo: CNP-Par 91 (vouchers).

Comentarios

Los especímenes aquí estudiados fueron identificados como pertenecientes al género *Clavella* Oken, 1815 por la presencia de un cefalotórax subcilíndrico, ligeramente más largo que el tronco, doblado posteriormente al eje del cuerpo, a menudo en línea con la segunda maxila, sin caparazón dorsal; sin apéndices abdominales ni láminas anales; tronco suboval, más largo que ancho; abdomen reducido a un proceso genital pequeño ventral al ano; segunda maxila corta (Leigh-Sharpe, 1925).

La boca está localizada en el extremo del cefalotórax cilíndrico. A pesar de la fijación permanente, la región cefalotórax/boca es móvil y la hembra adulta transformada puede adquirir nutrientes desde una región alrededor del punto de fijación que es igual a la longitud del cefalotórax (Goater et al., 2014).

Los lernopódidos son una familia de copépodos ectoparasíticos de peces marinos altamente modificados y diversos. El éxito de esta familia es el resultado de la evolución de un único modo de fijación y alimentación (Goater et al., 2014). Presentan un exagerado dimorfismo sexual, sólo la hembra es parásita de peces. El pequeño macho vive en asociación temporaria, frecuentemente sobre el cuerpo de su pareja. La hembra presenta un órgano de fijación característico, la bulla, la cual se fija a los tejidos del hospedador y está sostenida por la segunda maxila, estructura única entre los copépodos parasíticos (Benkirane et al., 1999). La bulla es secretada y formada durante el estadio larval. Al final del desarrollo la bulla se implanta definitivamente en un área específica del tejido del hospedador. Así, la hembra adulta vive fijada permanentemente y sus movimientos son limitados, rotando alrededor del punto de fijación de la bulla (Benkirane et al., 1999).

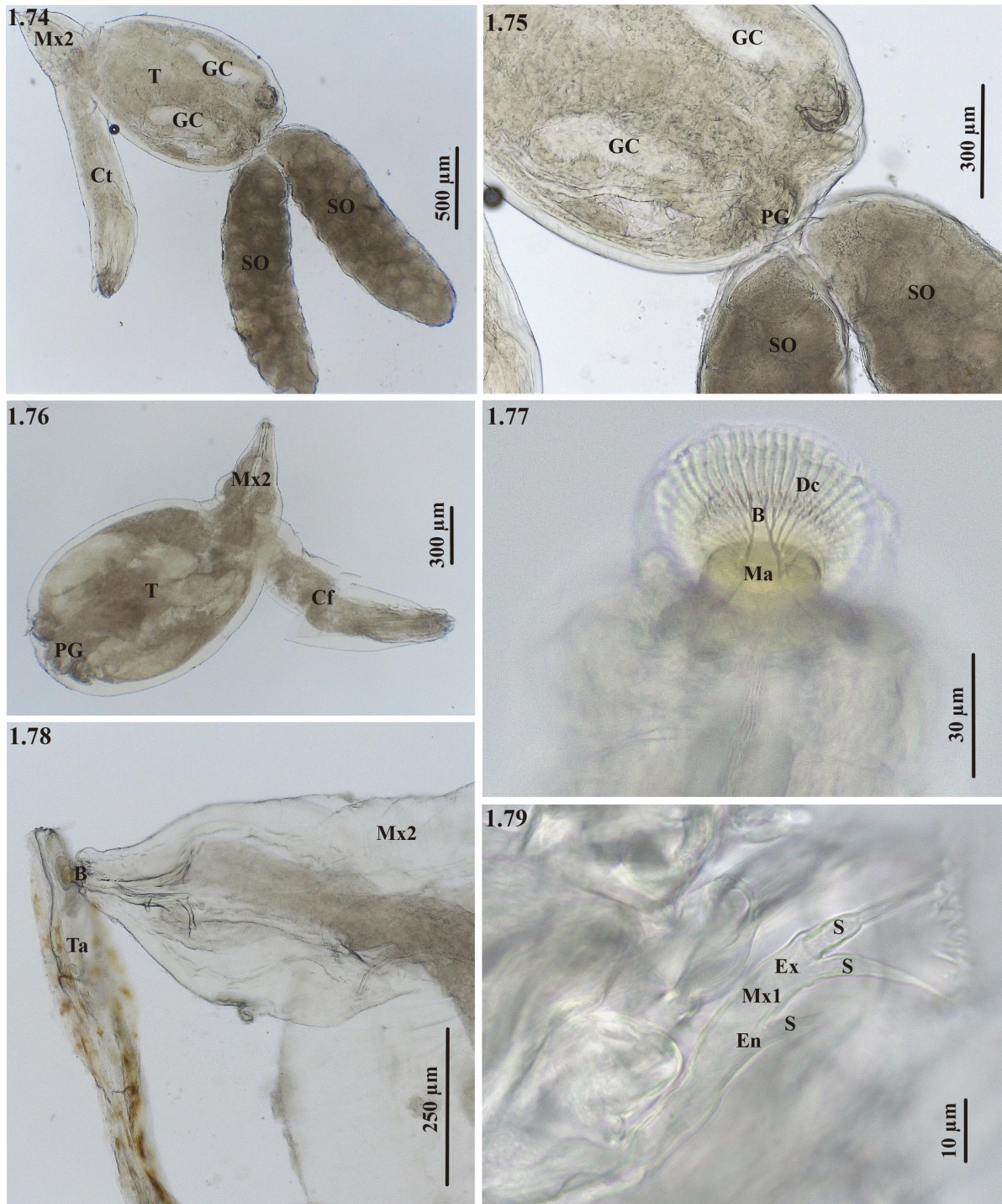
Tres estructuras morfológicas de las hembras son utilizadas para distinguir las especies. Estas incluyen el tamaño y posición relativa del cefalotórax y la segunda maxila, así como también la morfología del tronco (Goater et al., 2014). Esta familia presenta 48 géneros válidos al presente (WoRMS, 2017). El macho es muy importante para la identificación taxonómica (Castro & González, 2005).

Los copépodos del género *Clavella* son ectoparásitos de peces teleósteos y están ampliamente distribuidos en los Océanos Atlántico y Pacífico (Castro Romero & Baeza Kuroki, 1985a). Las especies de *Clavella* pueden vivir en la base de las aletas, en los radios de las aletas, en la superficie interna opercular, en branquias o en arcos branquiales (Castro & González, 2009). La especie más ubicua es *Clavella adunca* (Strøm, 1762). Existen hasta la fecha 48 especies válidas según WoRMS, 2017; la mayoría de ellas se encuentran en el Atlántico y Pacífico norte.

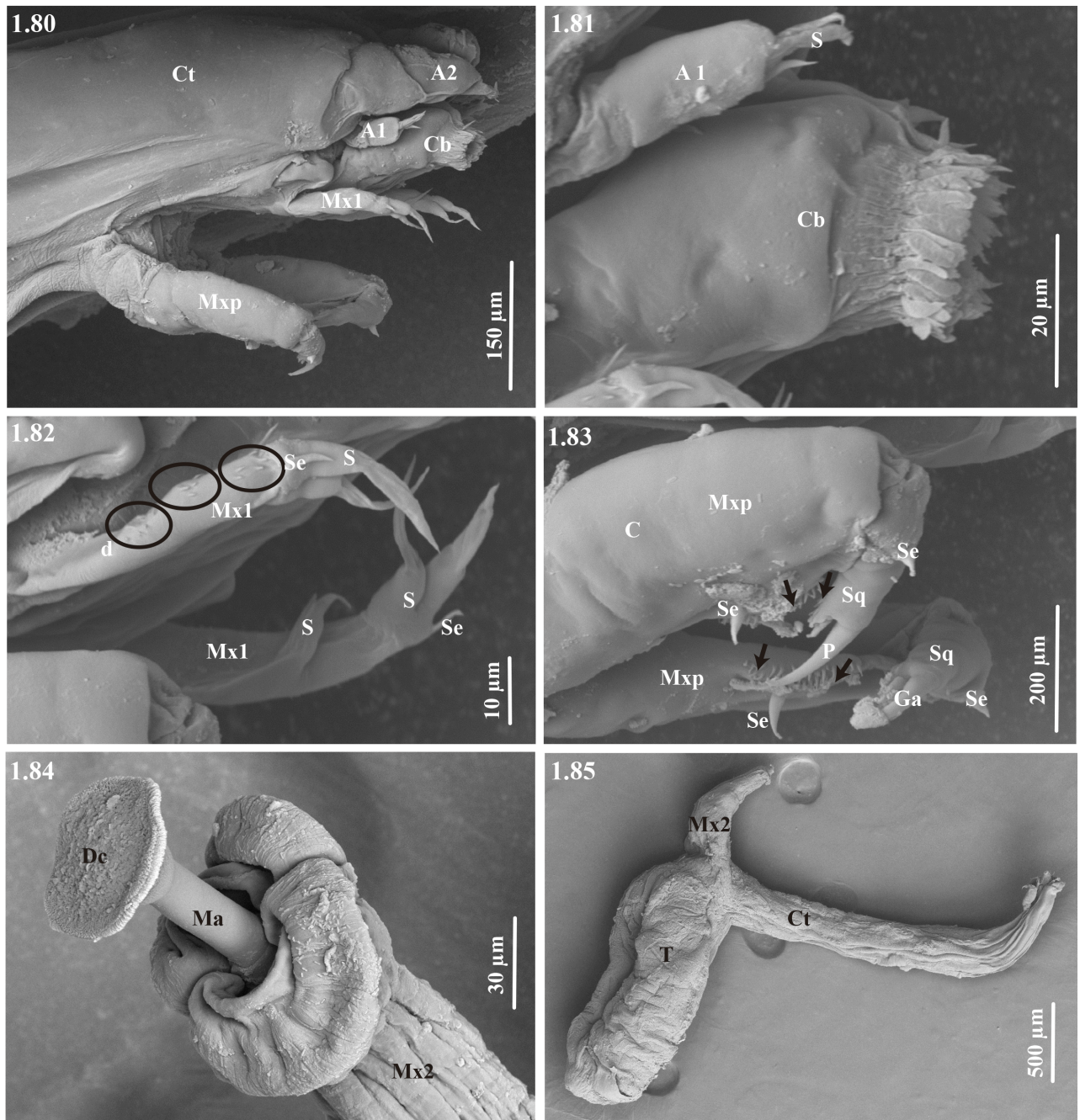
Diez especies han sido reportadas en América del Sur, *Clavella bowmani* Kabata, 1963 en el nototénido *Patagonotothen sima* (Richardson) (Nototheniidae) del Estrecho de Magallanes e Islas Malvinas (Kabata, 1963; Longshaw, 1997); *C. applicata* Castro & Baeza, 1985 y *C. caudata* Castro

& Baeza, 1985 en *Anisotremus scapularis* (Tschudi) (Haemulidae) de Antofagasta, Chile (Castro Romero & Baeza Kuroki, 1985a); *C. parva* Wilson, 1912 en *Pinguipes chilensis* Valenciennes (Pinguipedidae), de Antofagasta, Chile (Castro Romero & Baeza Kuroki, 1985a); *C. simplex* Castro & Baeza, 1985 en *Isacia conceptionis* (Cuvier) (Haemulidae) de Antofagasta, Chile (Castro Romero & Baeza Kuroki, 1985b); *C. chiloensis* Castro, 1994 en el róbalo *Eleginops maclovinus* (Cuvier) (Eleginopsidae) de Chiloé, Chile e Islas Malvinas (Castro, 1994; Brickle & Mackenzie, 2007); *C. convergentis* Castro, 1994 en *Nezumia convergens* (Garman) (Macrouridae) de Arica, Chile (Castro, 1994); *C. fortis* Castro & González, 2009 y *C. singularis* Castro & González, 2009 en *Nezumia pulchella* (Pequeño) (Macrouridae) de Taltal y Coquimbo, Chile (Castro & González, 2009) y *C. adunca* (Strøm, 1762) en el róbalo *E. maclovinus* de Chile (Henriquez et al., 2011). El único registro de la costa argentina es de Gosztonyi (1979), en cuya tesis doctoral reporta *Clavella adunca* en el róbalo *E. maclovinus* de Puerto Deseado, Santa Cruz, Argentina.

Las medidas y características morfológicas descriptas en este trabajo son bastante similares a las reportadas por Nagasawa et al. (2008) para *Clavella parva* Wilson, 1912 de Japón, originalmente descrita por Wilson (1912) en Canadá; sin embargo, se requiere un estudio más exhaustivo para poder realizar una identificación taxonómica a nivel específico, obtener más especímenes y hallar y describir el macho.



Figuras 1.74-1.79. *Clavella* sp. (hembra) (Copepoda: Lernaepodidae) en aletas de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, fotografías al microscopio óptico. (1.74) Hábito de una hembra grávida, vista dorsolateral. (1.75) Detalle del extremo posterior del tronco, vista dorsal. (1.76) Hábito de una hembra no grávida, vista ventral. (1.77) Bulla, vista dorsal. (1.78) Detalle de la bulla fijada en tejido de aleta del pez, vista lateral. (1.79) Detalle de la 1ª maxila (maxílula), vista lateral. Abreviaturas: B, bulla; Ct, cefalotórax; Dc, disco circular; En, endópodo; Ex, exópodo; GC, glándulas de cemento; Ma, manubrio; Mx1, 1º maxila; Mx2, 2º maxila; PG, proceso genital; S, seta; SO, saco ovígero; T, tronco; Ta, tejido de aleta.



Figuras 1.80-1.85. *Clavella* sp. (hembra) (Copepoda: Lernaeopodidae) en aletas de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, fotografías al microscopio electrónico de barrido. (1.80) Apéndices del cefalotórax, vista lateral. (1.81) Detalle de 1° antena y cono bucal, vista lateral. (1.82) Detalle de las 1° maxilas (maxílulas), vista lateral. (1.83) Detalle de los maxilípedos, vista lateral. (1.84) Detalle de la bulla, vista lateral. (1.85) Habito de una hembra no grávida, vista lateral. Abreviaturas: A1, 1° antena (anténula); A2, 2° antena; B, bulla; C, corpus del maxilípedo; Cb, cono bucal; Ct, cefalotórax; d, dentículos (señalados con elipses en 1° maxila (Fig. 1.82) y con flechas en maxilípedo (Fig.1.83)); Dc, disco circular; En, endópodo; Ex, exópodo; Ma, manubrio; Mx1, 1° maxila; Mx2, 2° maxila; Mxp, maxilípedo; P, pinza; S, seta; Se, seta espiniforme; Sq, subquela; T, tronco.

Género *Clavellotis* Castro-Romero & Baeza-Kuroki, 1984

***Clavellotis* sp.**

(Figs. 1.86-1.92)

Descripción (basada en 10 especímenes hembra aclarados y montados)

Hembra: cefalotórax cilíndrico, 1159-2174 (1828; 7) de largo por 202-538 (431; 7) de ancho, más largo que el tronco (Fig. 1.87). Tronco suboval, 1108-1750 (1466; 7) de largo por 766-1351 (1021; 7) de ancho, con proceso genital desarrollado, 52-289 (217; 6) de largo por 75-223 (173; 6) de ancho (Fig. 1.87). Segunda maxila grande, 671-1804 (1114; 7) de largo por 376-695 (521; 7) de ancho, tan larga como el tronco, portando una bulla corta distalmente (Figs. 1.87, 1.88). Sacos ovígeros 1245-1366 (1306; 4) de largo por 315-529 (469; 4) de ancho (Fig. 1.87).

Anténula (1° antena) (Figs. 1.86, 1.90) trisegmentada, armadura distal con 3 setas simples visibles, aproximadamente de la misma longitud. Segunda antena (Fig. 1.86): exópodo largo, eje en línea con el simpodo, bulboso, armado con espínulas sobre la superficie externa. Endópodo aparentemente bi-segmentado, segmento distal armado con dos setas pequeñas, de igual tamaño, y una seta espinífome más grande y gruesa. Mandíbula (Fig. 1.89) con seis dientes primarios y tres secundarios. Primera maxila (Figs. 1.86, 1.91) birramosa; enópodo con dos papilas digitiformes, cada una portando una seta larga apical; dos setas cortas en la papila dorsal; exópodo lateral, corto, con dos setas apicales subiguales. Segunda maxila (Figs. 1.87, 1.88) tan larga como el tronco y/o cefalotórax, esbelta, con ondulaciones redondeadas laterales a la base. Bulla corta, 50-170 (102; 5) de largo por 52-204 (99; 5) de ancho. Maxilípedo (Figs. 1.86, 1.92): Corpus robusto, myxa porta una seta simple. Subquela cilíndrica, con proceso espiniforme sobre la superficie lateral, distalmente con una seta basal y denticulación esparcida sobre la parte distal interna del margen interno; pinza distal levemente curvada.

Macho: no fueron hallados fijados a las hembras.

Resumen taxonómico

Hospedador: *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Perciformes: Serranidae).

Localidades: Punta Logarítmico (42° 24,224'S, 64° 29,034' O) y Fondeadero San Román (42° 15,348'S; 64° 14,025'O), Golfo San José y; Punta Este (42° 46,473'S; 64° 56,794'O) Golfo Nuevo, Chubut, Argentina.

Sitio de infección: arcos branquiales.

Prevalencia, abundancia e intensidad media de infección: 6 %; $0,1 \pm 0,6$; $2,1 \pm 1,2$ (Golfo San José); 3 %; $0,035 \pm 0,2$ (Golfo Nuevo).

Especímenes depositados: CNP-Par 90 (vouchers).

Comentarios

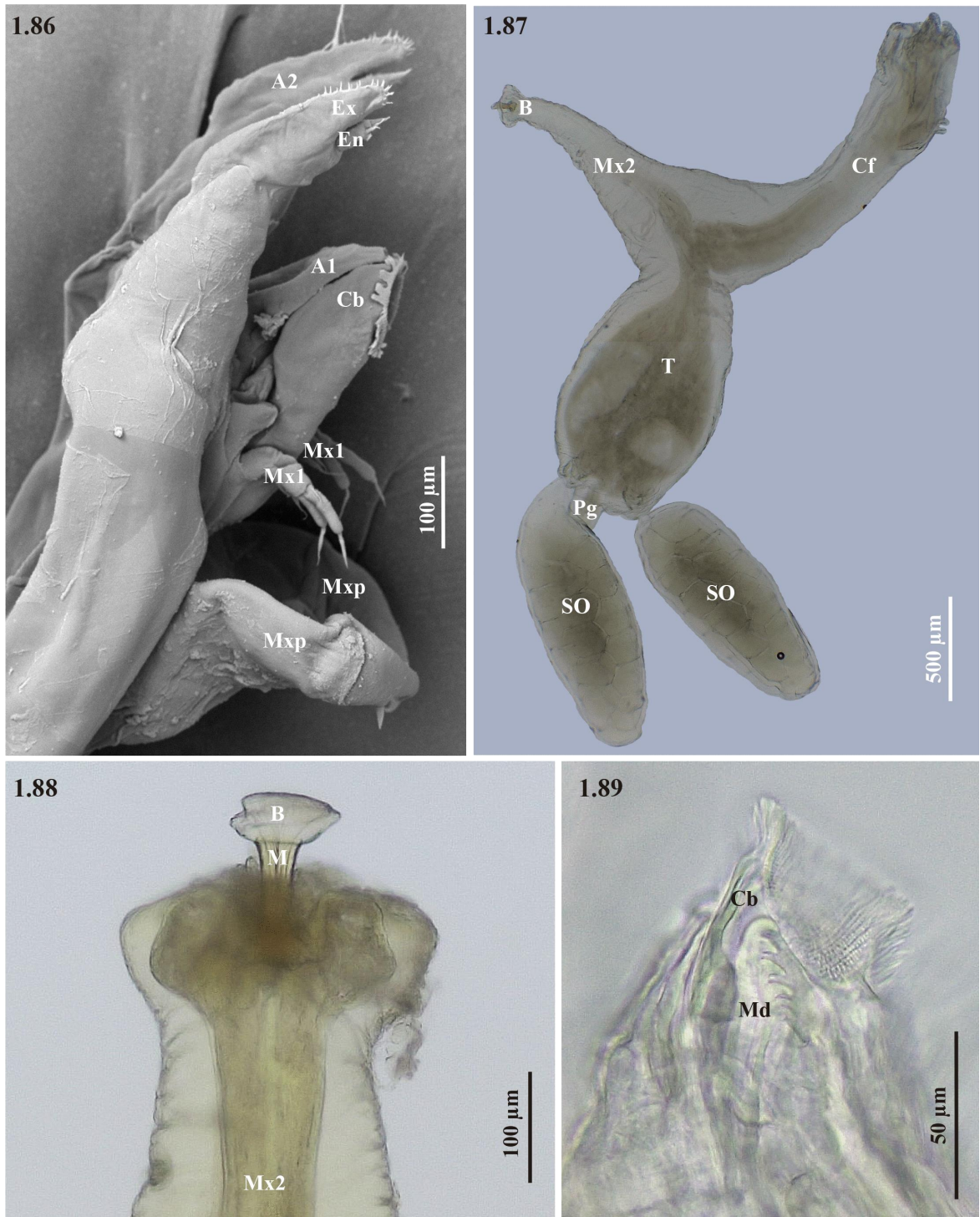
Los especímenes hallados pertenecen al género *Clavellotis* por poseer un cefalotórax subcilíndrico, largo, con procesos aliformes en la base; tronco sin procesos posteriores, aunque con proceso genital conspicuo. Segunda antena con edópodo reducido. Segunda maxila larga, fusionada. Fórmula dental de la mandíbula con tres dientes secundarios P1S1, P1S1 y P1S1 B3 (P, primario; S, secundario; B, basal) (Castro & Baeza, 1984).

Este copépodo pertenece a la misma familia que el copépodo *Clavella* sp. descrito anteriormente. El género *Clavellotis* presenta 11 especies válidas (WoRMS, 2017).

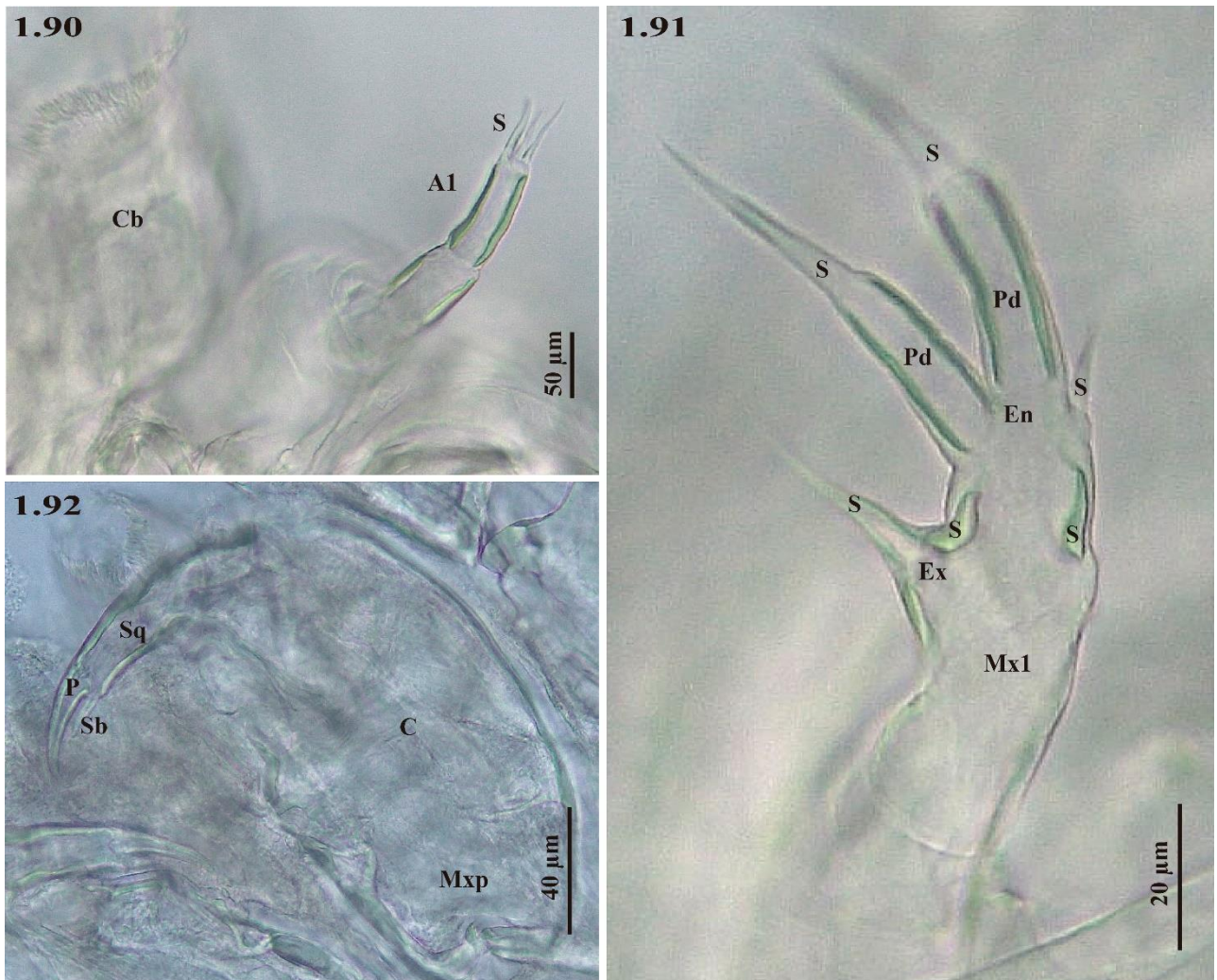
Los reportes de Océano Atlántico oeste sur son muy escasos, *Clavellotis dilatata* (Krøyer, 1863) en *Haemulon steindachneri* (Jordan & Gilbert) (Haemulidae); en la corvina rubia *Micropogonias furnieri* (Desmarest) (Sciaenidae); en el besugo *Pagrus pagrus* (Linnaeus) (Sparidae) de Río de Janeiro, Brasil (Luque & Tavares, 2007); *C. sebastidis* Castro & González, 2005 en el escrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes (Sebastidae) de Golfo Nuevo (Castro & González, 2005; Sueiro et al., 2017)² y *C. pagri* (Krøyer, 1863) en el besugo *P. pagrus* de Mar del Plata (Cantatore et al., 2012).

En el presente trabajo de tesis sólo fue posible estudiar unos pocos ejemplares y estos eran hembras; no se halló el macho y por ende no fue posible identificarlo a nivel específico. Es similar a *Clavellotis sebastidis*, aunque las medidas aquí reportadas son mayores a las obtenidas por Castro & González (2005).

² Este reporte surgió como resultado de esta tesis doctoral (Sueiro et al., 2017, Mar. Poll. Bull. 119 (1): 320-234)



Figuras 1.86-1.89. *Clavellotis* sp. (hembra) (Copepoda: Lernaepodidae) en arcos branquiales de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico. (1.86) Apéndices del cefalotórax, vista lateral. Fotografía al microscopio electrónico de barrido. (1.87) Hábito de una hembra grávida, vista dorsolateral. (1.88) Detalle de la bulla, vista lateral. (1.89) Detalle de la mandíbula, vista lateral. Abreviaturas: A1, 1° antena (anténula); A2, 2° antena; B, bulla; Cb, cono bucal; Ct, cefalotórax; En, endópodo; Ex, exópodo; M, manubrio; Md, mandíbula; Mx1, 1° maxila; Mx2, 2° maxila; Mxp, maxilípodo; Pg, proceso genital; SO, saco ovífero; T, tronco.



Figuras 1.90-1.92. *Clavellotis* sp. (hembra) (Copepoda: Lernaeopodidae) en arcos branquiales de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, fotografías al microscopio óptico. (1.90) Detalle de 1° antena y cono bucal, vista lateral. (1.91) Detalle de la 1° maxila (maxílula), vista dorsal. (1.92) Detalle del maxilípodo, vista lateral. Abreviaturas: A1, 1° antena (anténula); A2, 2° antena; C, corpus; Cb, cono bucal; En, endópodo; Ex, exópodo; Mx1, 1° maxila; Mxp, maxilípodo; P, pinza; Pd, papila digitiforme; S, seta; Sb, seta basal; Sq, subquela; T, tronco.

Clase Malacostraca
Subclase Eumalacostraca
Superorden Peracarida
Suborden Cymothoida
Superfamilia Cymothooidea
Orden Isopoda
Familia Gnathiidae Leach, 1814

Gnathiidae gen. et sp.

(Figs. 1.93-1.106)

Descripción (basada en cinco larvas pranizas diafanizadas y montadas). También se hallaron algunas larvas zufeas, que no fueron descritas en esta tesis y se pueden observar en las figuras 1.102 y 1.104.

Larva praniza. Cuerpo 3257-5040 (4020; 5) de largo por 937-1666 (1200; 5) de ancho máximo a nivel del pereion.

Cephalon. Margen posterior más ancho que el margen anterior, casi tan ancho como largo, márgenes laterales convexos, sin setas sobre el cephalon posterior dorsal, margen posterior recto (Figs. 1.93, 1.95). Ojos compuestos grandes, bien desarrollados, ovales, bulbosos, sobre el margen lateral del cephalon, longitud del ojo casi igual a la del cephalon (Figs. 1.93-1.95). Sobre el cephalon dorsal no hay sulcus ni tubérculos. Margen medio-anterior del cephalon recto con cavidades cóncavas laterales en las cuales se acomodan los primeros artejos de las antenas.

Labro. Prominente, dos quintos de la longitud del cephalon, cónico con proceso apical, margen posterior recto, margen anterior cóncavo (Fig. 1.95). Parte ventral del labro en forma de canal con un crecimiento central, mandíbulas cubiertas dorsal y lateralmente.

Antenas. Antena 2 más larga que la antena 1. Antena 1 con tres artejos, el tercero es el más grande, flagelo con cuatro artejos, el artejo dos es el más grande, artejos 2 y 3 con una seta estetasca en cada uno, artejo 4 termina en una seta estetasca y dos setas simples, pocas setas sobre cada artejo (Fig. 1.94). Antena 2 con cuatro artejos, el artejo 4 es el más grande, flagelo con siete artejos, el artejo 1 es el más grande, el artejo 7 termina en tres a cuatro setas simples, pocas setas sobre el extremo distal de cada artejo (Fig. 1.94). Antenas rectas.

Mandíbula. Sólida, más ancha en la base, margen distal estiliforme con nueve a diez dientes sobre el borde medial, dos dientes pequeños y situados en la punta de la mandíbula, siete a ocho dientes más grandes, triangulares y en dirección posterior (Figs. 1.95, 1.105).

Paragnatos. Alargados, terminan en una punta filosa, sin dientes.

Maxílula. Larga, angosta, más ancha en la base, alcanza más allá del margen distal de labro (Fig. 1.98). De seis a ocho dientes sobre el margen interno distal.

Maxila. No visible.

Maxilípodo. Grande, cilíndrico, alargado en la base, endito reducido (Fig. 1.98). Palpo con tres artejos, el primer artejo filoso con cinco a siete dientes distales y una seta larga, simple, ventral; artejos 2 y 3 con varias setas simples largas. Base con varias escamas grandes pectinadas, ventrales.

Gnatópodo. Más pequeño que los pereiópodos, siete artejos, dactylus fuertemente en forma de gancho, sólo pocas setas simples, varias escamas pectinadas sobre los lados internos y laterales (Fig. 1.98).

Pereion. Más del doble de largo que de ancho, más ancho que el cephalon. Pereionito 1 fusionado al cephalon, dorsalmente visible, bordes superficiales anteriores y posteriores convexos (Fig. 1.93). Pereionito 2 con constricción anterior separada medialmente del pereionito 1 (Fig. 1.93). Pereionito 3 rectangular, casi del mismo ancho que el pereionito 2. Pereionito 4 en forma de “D”, margen anterior recto, margen posterior redondeado, solapado sobre el pereionito 5 (Fig. 1.93), escudos laterales en la fijación de las patas. Pereionito 5 consiste de una membrana elástica con escudos bulbosos sobre los laterales a la fijación de las patas (Fig. 1.93), se observa como un saco o bolsa translúcida al aclararla (1.103). Pereionito 6 rectangular con escudos bulbosos en la fijación de las patas. Pereionito 7 dorsalmente visible, pequeño con margen posterior redondeado se solapa al primer pleonito.

Pereiópodos. Base del pereiópodo 2 alargada con una seta con forma de pluma y de tres a cuatro setas simples anteriores, de dos a tres setas simples posteriores (Fig. 1.98). Izquio tres cuartos de la longitud de la base y casi tan ancho como ella, de tres a cinco setas anteriores. Mero la mitad de la longitud del izquio con protrusión bulbosa anterior, espina aserrada simple y dos setas simples sobre la protrusión bulbosa, margen posterior con seta simple. Carpo de casi el mismo tamaño y forma que el mero, pero sin bulbo anterior, tubérculos y una espina aserrada sobre el margen posterior. Propodo cerca del doble de la longitud del carpo, tubérculos y escamas pectinadas prominentes sobre el lado posterior, dos espinas aserradas alargadas terminando en puntas filosas situadas sobre la parte medial y distal del lado posterior, solo unas pocas setas simples anteriormente con setas plumosas distalmente. Dactylus la mitad de la longitud de los propodos, termina en un unguis filoso posteriormente, espina prominente sobre el lado posterior proximal al unguis, pocas setas simples sobre los lados dorsal y ventral de la espina. Pereiópodos del 3 al 6 (Figs. 1.98-1.100) similares al pereiópodo 2, difieren solamente en la dirección, pereiópodos del 4 al 6 dirigidos posteriormente y pereiópodos 2 y 3 dirigidos anteriormente.

Pleon. Pleotelson más de la tercera parte de la longitud del pleon. Cinco pleonitos dorsalmente visibles (Figs. 1.96). Una sola seta simple sobre cada lateral posterior de cada pleonito.

Pleópodos. Exópodo y endópodo de similar tamaño. Ambos distalmente con flecos con siete a nueve setas plumosas largas, pocas setas simples más cortas sobre los márgenes laterales (Fig. 1.97). Setas plumosas casi tan largas como el pleópodo.

Pleotelson. Triangular, más largo que ancho, márgenes laterales aserrados, dos grupos de dos setas simples sobre la superficie dorsal, cerca del extremo posterior del telson, ápex distal termina en un par de setas simples (Fig. 1.96).

Urópodo. Endópodo se extiende detrás del ápex del pleotelson, exópodo alcanza el ápex. Endópodo más largo y más ancho que el exópodo, con ocho o nueve setas largas plumosas, exópodo con siete u ocho setas mediales plumosas, el resto de las setas simples (Figs. 1.97, 1.106). Bases uropodales con dos setas simples.

Resumen taxonómico

Hospedador: *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Perciformes: Serranidae).

Localidades: Punta Gales (42° 24,907'S, 64° 32,367'O), Punta Logarítimo (42° 24,224'S, 64° 29,034' O) y Fondeadero San Román (42° 15,348'S; 64° 14,025'O), Golfo San José y Punta Este (42° 46,473'S; 64° 56,794'O) y Bahía Cracker (42° 56,056'S; 64° 30,063'O), Golfo Nuevo, provincia del Chubut, Argentina.

Sitio de infección: superficie corporal y aletas.

Prevalencia, abundancia e intensidad media de infección: 34 %; $0,8 \pm 1,5$; $2,2 \pm 2,0$ (Golfo San José); 23 %; $0,72 \pm 1,9$; $3,1 \pm 3,0$ (Golfo Nuevo).

Especímenes depositados: CNP-Par 87 (vouchers).

Comentarios

Los especímenes hallados pertenecen a la familia Gnathiidae por poseer sólo cinco pares de patas caminadoras en vez de siete como el resto de los isópodos. En primer lugar, se debe a la cefalización y en segundo lugar, el último segmento torácico está reducido y le faltan los apéndices (Tanaka, 2007). Los ejemplares adultos exhiben un dimorfismo sexual extremo con piezas bucales modificadas en gran medida. Las especies son más fáciles de distinguir a través de las características del macho, mientras que las hembras y las larvas de diferentes especies son a menudo bastante similares en su morfología, por lo que su determinación es muy difícil (Müller, 1993).

Los isópodos parasíticos son morfológicamente diversos y sus adaptaciones morfológicas para la forma de vida parásita son muy marcadas. Los isópodos gnátidos parasitan peces marinos sólo durante sus estadios larvales. La larva parasítica conocida como praniza se fija al pez hospedador, succiona sangre, y muda hasta convertirse en adulto. Los adultos dejan el hospedador, se establecen en el bentos y no se alimentan, subsisten con las reservas de nutrientes acumuladas durante sus estadios larvales, hasta que ocurre el apareamiento y la producción larval (Goater et al., 2014).

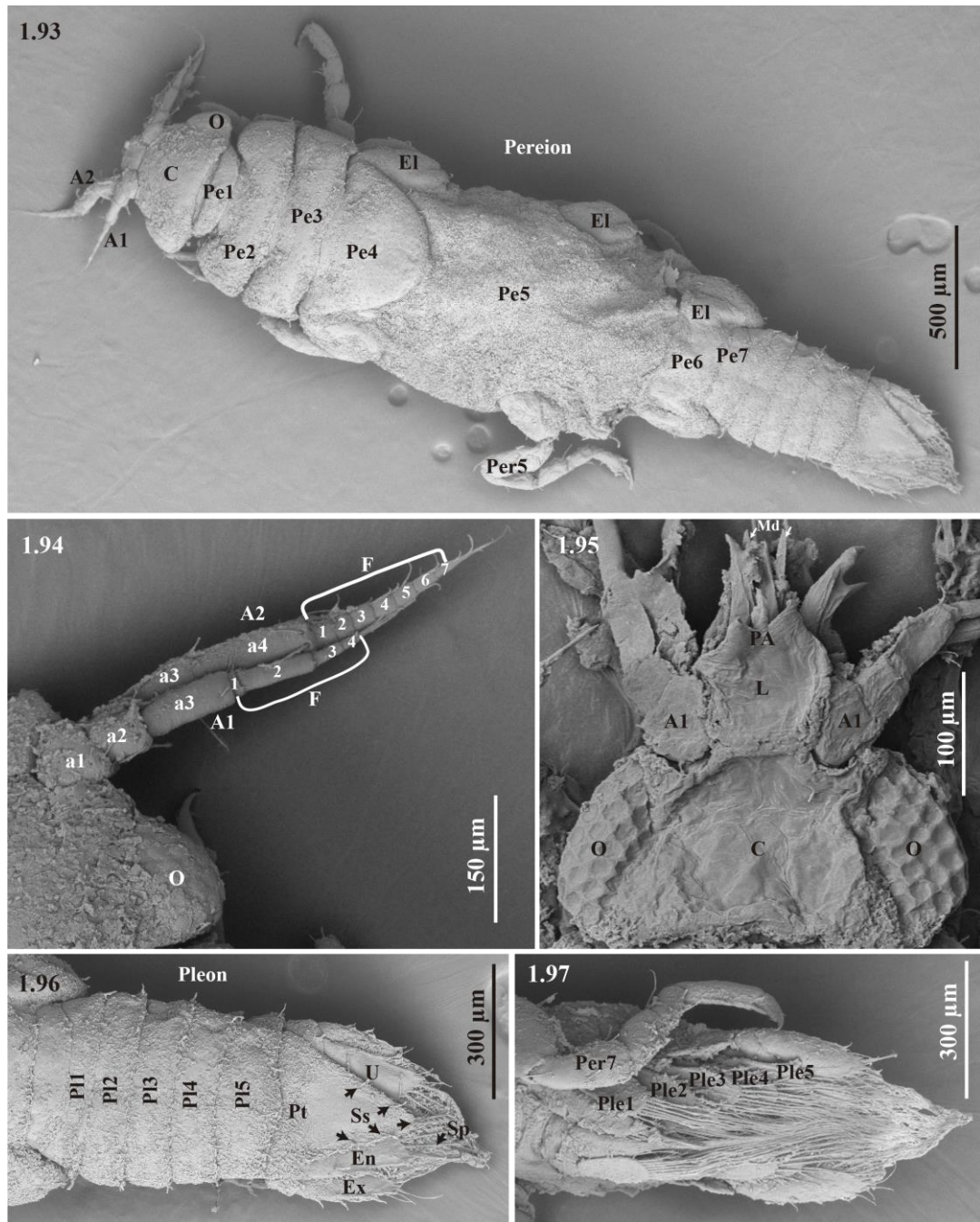
Los gnátidos son pequeños animales (3–10 mm) muy particulares, los machos se caracterizan por poseer mandíbulas grandes y conspicuas. En contraste, la morfología de las hembras y de las larvas difiere considerablemente de la de los machos, en los estadios larvales las piezas bucales estarían adaptadas a la alimentación hematófaga. Los adultos viven en cavidades bentónicas, mientras que las

larvas comienzan cada muda entrando a la columna de agua para alimentarse sobre los peces. Luego de la alimentación, las larvas retornan a las cavidades custodiadas por los machos y permanecen allí hasta la próxima salida a la columna de agua o cuando mudan a adultos. Smit & Davies (2004) han hecho una extensa revisión de la familia. Los isópodos gnátidos son en su mayoría organismos de aguas poco profundas, hasta los 100 m; sólo se han registrado 20 especies de profundidades superiores a 1.000 metros (Svavarsson & Bruce, 2012). Los gnátidos han sido reportados frecuentemente en los arrecifes de coral (por ejemplo, Kensley et al., 2009). En los últimos años hubo un incremento en la información sobre la biología, ecología y parasitología de estos animales en la Gran Barrera de Arrecifes (por ejemplo, Coetzee et al., 2009; Grutter et al., 2017).

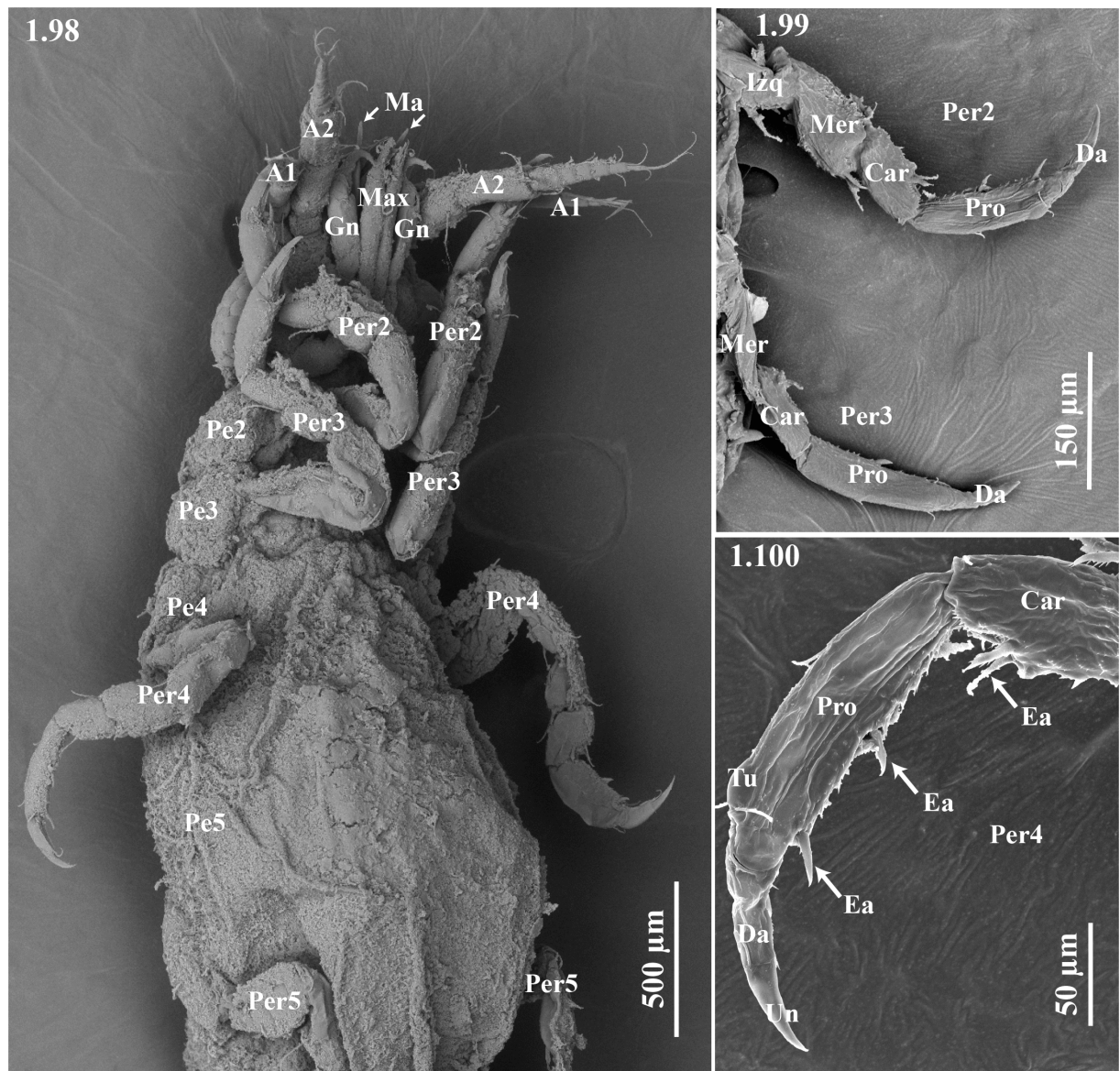
En el Mar Argentino existen nueve reportes de larvas pranizas de esta familia en varias especies de peces. En la superficie corporal del róbalo *Eleginops maclovinus* (Cuvier) (Eleginopsidae) de las Islas Malvinas (Brickle & Mackenzie, 2007); en branquias del pez palo *Percophis brasiliensis* Quoy & Gaimard (Percophidae) de la zona de pesca común sur argentina-uruguaya y El Rincón, provincia Buenos Aires (Braicovich & Timi, 2008); en branquias del turco *Pinguipes brasilianus* Cuvier (Pinguipedidae) de costa de Buenos Aires, Puerto Lobos, Golfo San Matías y Bahía Cracker, Golfo Nuevo, Chubut (Timi et al., 2008); en branquias de la trilla *Mullus argentinae* Hubbs & Marini (Mullidae) de Mar del Plata (Lanfranchi et al., 2009b); en branquias del salmón de mar *Pseudopercis semifasciata* (Cuvier) (Pinguipedidae) de Villa Gesell, Miramar, Necochea, Buenos Aires y Península Valdés, Chubut (Timi & Lanfranchi, 2009a); en branquias de la castañeta *Nemadactylus bergi* (Norman) (Cheilodactylidae) de Mar del Plata, Buenos Aires (Rossin & Timi, 2010); en branquias del lenguado *Xystreurys rasile* (Jordan) (Paralichthyidae) de Necochea y Villa Gesell, Buenos Aires (Alarcos & Timi, 2013); en branquias del cocherito *Dules auriga* Cuvier (Serranidae) de Mar del Plata, Buenos Aires (Braicovich & Timi, 2015); en superficie corporal y aletas del escrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes (Sebastidae) del Golfo Nuevo, Chubut (Sueiro et al., 2017).

La familia Gnathiidae comprende 12 géneros (WoRMS, 2017). Los caracteres diagnósticos de las especies de esta familia se basan en los machos adultos (Hadfield & Smit, 2008). Sin embargo, el espécimen aquí descripto comparte la mayoría de las características del género *Gnathia* Leach, 1914 (comprende 127 especies según Worms, 2017); y es muy similar a la larva praniza de *Gnathia africana* Barnard, 1914 (Smit et al., 1999). Las diferencias principales son: *Gnathia africana* es más pequeña (1,1-3,9 mm) que la especie aquí descripta (3,3-5,0 mm); el pereionito 4 en *G. africana* no es en forma de escudo mientras que en la presente especie sí; el borde del telson es liso en *G. africana* y aserrado en esta especie; y el número de setas plumosas de los urópodos es en *G. africana*

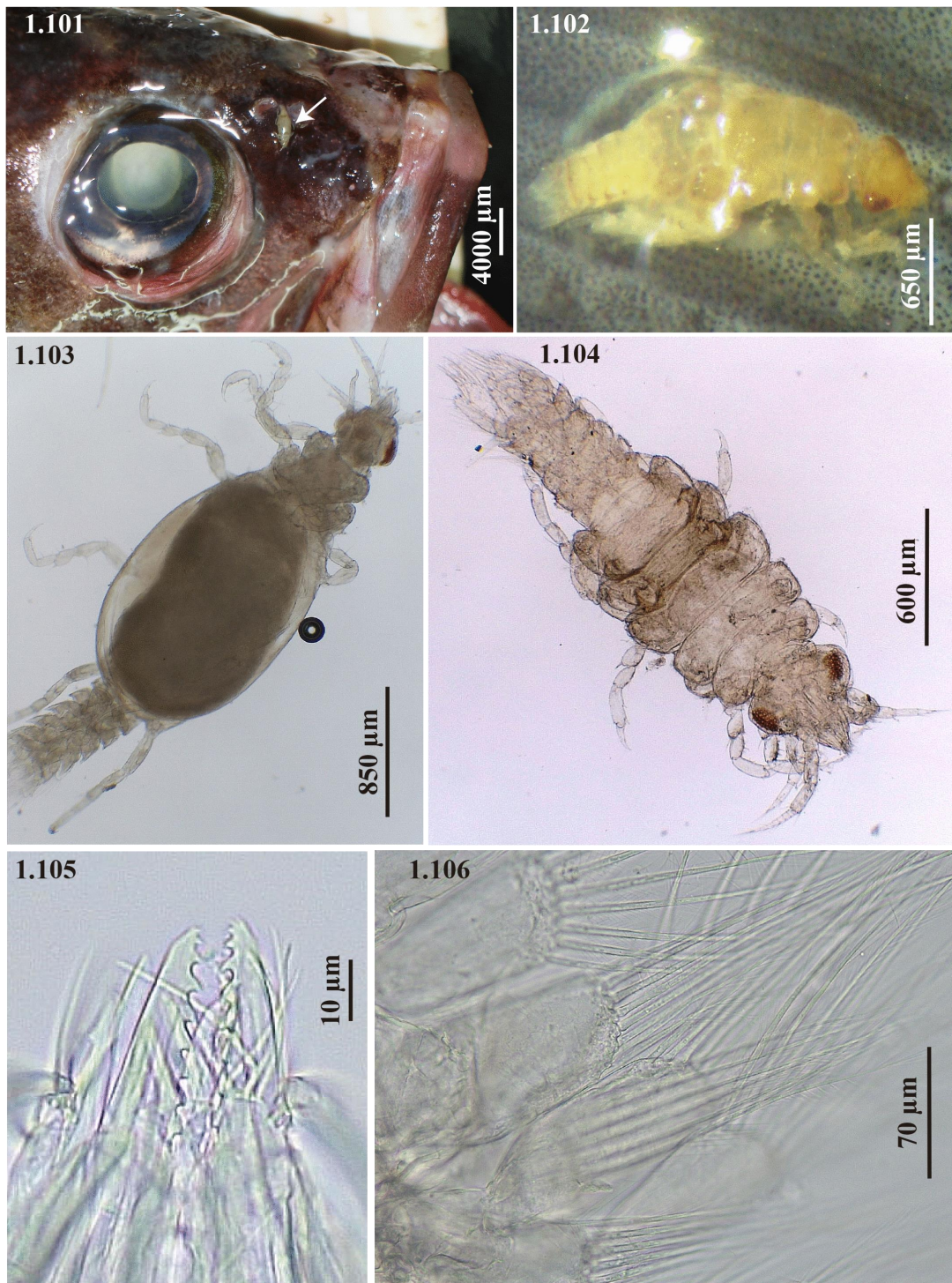
de seis en el endópodo y cuatro en el exópodo, mientras que en este espécimen es de ocho/nueve en el endópodo, y de siete/ocho en el exópodo.



Figuras 1.93-1.97. Larva praniza de Gnathiidae gen. et sp. (Isopoda) en superficie corporal y aletas de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, fotografías al microscopio electrónico de barrido. (1.93) Especimen entero, vista dorsal. (1.94) Detalle de las antenas, vista dorsal. (1.95) Detalle de la cabeza, vista dorsal. (1.96) Detalle del pleon, vista dorsal, mostrando los pleonitos (1.97) Detalle del pleon, mostrando los pleópodos, vista ventral. Abreviaturas: 1-7, artejos de los flagelos; a1-a4, artejos de las antenas; A1, 1° antena; A2, 2° antena; C, cephalon; El, escudo lateral; En, endópodo; Ex, exópodo; F, flagelo; L, labro; Md, mandíbula; O, ojo; PA, proceso apical; Pe1-Pe7, pereionitos, Per5, Per7, pereiópodo 5 y 7; Pl1-Pl5, pleonitos; Ple1-5, pleópodos; Pt, pleotelson; Sp, seta plumosa; Ss, seta simple.



Figuras 1.98-1.100. Larva praniza de Gnathiidae gen. et sp. (Isopoda) en superficie corporal y aletas de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico, fotografías al microscopio electrónico de barrido. (1.98) Cephalon y pereion, vista ventrolateral. (1.99) Detalle del pereiópodo 2, vista dorsal. (1.100) Detalle del pereiópodo 4, vista dorsal. Abreviaturas: A1, 1° antena; A2, 2° antena; Car, carpo; Da, dactylus; Ea, espina aserrada; Gn, gnatópodo; Izq, isquion; Ma, maxílulas; Max, maxilípedos; Mer, mero; O, ojo; Pe1-Pe7, pereionitos; Pe5, pereionito 5; Per2-5, pereiópodos; Pro, própodo; Tu, tubérculo; Un, unguis.



Figuras 1.101-1.106. Gnathiidae gen. et sp. (Isopoda) de *Acanthistius patachonicus* de los golfos San José y Nuevo, suroeste del Océano Atlántico (1.101) Larva praniza (flecha) sobre la cabeza del mero, vista dorsal. (1.102) Larva zufeá sobre una aleta pectoral, vista dorsal. (1.103) Larva praniza, mostrando la membrana elástica translúcida donde se puede observar la sangre ingerida, vista ventrolateral. (1.104) Larva zufeá entera, vista dorsal. (1.105) Detalle de la mandíbula de una larva praniza. (1.106) Detalle de las setas plumosas de los urópodos. (1.101-1.102), fotografías con cámara digital. (1.103-1.106), fotografías al microscopio óptico.

DISCUSIÓN

El presente trabajo de tesis contribuye al conocimiento de la comunidad parasitaria de uno de los peces más abundantes de los arrecifes de los golfos norpatagónicos de la provincia del Chubut, el mero *Acanthistius patachonicus* (Serranidae), ya que describe 13 especies de parásitos por primera vez para este pez en este área geográfica, excepto la larva de *Pseudoterranova cattani* George-Nascimento, 2000 que fue reportada en este mismo hospedador por Hernández-Orts et al. (2013) en Patagonia norte y central.

Seis de las 13 especies se hallaron como larvas (de tipo tetrafilídeo (Cestoda), metacercarias de *Proisorhynchus* sp. (Digenea), cistacantas de *Corynosoma* sp. (Acanthocephala), larvas III de *Anisakis* sp. y *P. cattani* (Nematoda) y larvas praniza de la familia Gnathiidae (Isopoda), lo que indicaría que el mero es hospedador intermediario y/o paraténico en los ciclos de vida de dichas especies.

Las restantes siete especies se hallaron como adultos (*Allobenedenia dischizosepta* (Suriano, 1975) Bagnato, Bullard & Cremonese, 2017) (Monogeneoidea), *Lecithochirium* sp., *Lecithocladium cristatum* (Rudolphi, 1819) (Digenea), *Dichelyne* (*Cucullanellus*) *szidati* Timi & Sardella, 2002, Dracunculoidea fam. gen. et sp. (Nematoda), *Clavella* sp. y *Clavellotis* sp. (Copepoda). En estos casos, el mero actúa como hospedador definitivo de dichas especies. *Lecithochirium* sp., *L. cristatum*, Dracunculoidea fam. gen. et sp. y *Clavellotis* sp. presentaron bajas prevalencias e intensidades medias, se obtuvo muy poco material y, por lo tanto, no se pudieron determinar hasta el nivel específico. *Allobenedenia dischizosepta* y *D. (C.) szidati* ya habían sido reportadas en Mar del Plata, provincia de Buenos Aires por Suriano (1975) y Timi & Sardella (2002) respectivamente, en este pez, pero no habían sido reportados en los golfos norpatagónicos. Por otra parte, el hallazgo de *Lecithochirium* sp., *L. cristatum*, Dracunculoidea, *Clavella* sp. y *Clavellotis* sp. representan registros nuevos para los golfos norpatagónicos y para esta especie de pez.

En este trabajo de tesis se brinda la redescrición y cambio de género del monogeneo *Allobenedenia dischizosepta* (Suriano, 1975) y se clarifica la correcta denominación del hospedador, *Acanthistius patachonicus* (= *A. brasiliensis*), tanto para el reporte de este monogeneo como para el nematode *Dichelyne* (*C.*) *szidati* Timi & Sardella, 2002.

Con respecto a los análisis moleculares de las especies halladas en esta tesis, aún se encuentran en Canadá para la secuenciación del ADN. Una vez, que se obtengan las secuencias estarán disponibles en una biblioteca virtual (<http://www.ibol.org/phase1/resources/barcode-library/>).

En cuanto a la dieta, tanto los crustáceos como los poliquetos son los ítems presa principales que el mero consumiría cerca de sus refugios y muy probablemente actúen como hospedadores intermediarios (HI) en la mayoría de los ciclos de vida de los parásitos hallados como adultos. Se hallaron muchas presas en coincidencia con Galván et al. (2009a), pero aún no se conocen los parásitos de la mayoría de las mismas en los arrecifes norpatagónicos. *Munida gregaria* (Fabricius) (Munididae) es una especie de langostilla muy abundante en los golfos norpatagónicos y muy depredada por los peces de arrecife (Galván et al., 2008). Se requieren estudios sobre los parásitos de la langostilla en los golfos norpatagónicos para corroborar la hipótesis aquí planteada sobre su rol en algunos de los ciclos de vida de los parásitos hallados en el mero. También es necesario investigar los parásitos de varias especies de poliquetos (e.g. *Aphrodita* sp., eunícidos, neréidos, glicéridos, lumbrinéreidos) que habitan en las cercanías de los refugios de los meros y constituyen una parte importante de su dieta, pudiendo actuar como hospedadores intermediarios de algunos de sus parásitos como tal vez, del nematode *Dichelyne* (C.) *szidati*.

La especie parásita más prevalente en ambos golfos fue la metacercaria ***Proisorhynchus* sp.** (Digenea). En general, las especies de la familia Bucephalidae presentan un ciclo de vida indirecto con un bivalvo mitílido como 1°HI (esporocistos con cercarias), las cercarias emergen al medio y penetran el tegumento de otros peces teleósteos pequeños (la cercaria enquistada y origina la metacercaria) que actúan como 2° HI y un pez ictiófago como hospedador definitivo (HD) (adulto). Existen tres ciclos de vida publicados de especies de este género de digeneo del Hemisferio Norte: el de *Proisorhynchus squamatus* Odhner, 1905 tiene como 1° HI al bivalvo *Mytilus edulis*, como 2° HI a un pez de la familia Liparidae y como HD a un pez de la familia Cottidae (Chubrik, 1952); *P. crucibulum* (Rudolphi, 1819) tiene como 1° HI al bivalvo *M. edulis*, como 2° HI a los peces de las familias Scophthalmidae, Pleuronectidae, Lotidae y Gobiidae y como HD al pez *Conger conger* (Congridae) (Matthews, 1973) y el de *P. facilis* (Ozaki, 1924) Eckmann, 1932 tiene como 1° HI al bivalvo *Arcuatula senhousia* (Benson) (Mytilidae), como 2° HI al pez *Oryzias latipes* (Adrianichthyidae) y como HD al pez *Inimicus japonicus* (Synanceiidae) (Sheng-fa, 1994).

En base a estos datos se podría sugerir que *Proisorhynchus* sp. utilizaría bivalvos mitílicos, como el mejillón *Mytilus* sp. y el mejillín *Perumytilus purpuratus* (Lamarck), en el cual se ha hallado una cercaria perteneciente a la familia Bucephalidae en Puerto Madryn, Golfo Nuevo (Bagnato et al., 2015) y podría tratarse de esta especie, por otra parte, el hospedador definitivo aún no ha sido hallado. El mero presenta una fuerte fidelidad a su refugio y dichos refugios se encuentran cerca de los bancos de mitílicos desde donde emergen las formas infectivas de estos digeneos (cercarias), facilitando su penetración y posterior enquistamiento. Las especies de este género muestran cierta especificidad por el 2° HI (Justine et al., 2010) por lo que, tal vez, la especie hallada tendría alta

especificidad por el mero. Resta conocer qué pez teleósteo de mayor tamaño y que se alimenta del mero aloja el estadio adulto de esta especie, ya que no hay adultos descriptos de la familia Bucephalidae para el área de estudio. Uno de los peces que desarrollan un gran tamaño en los arrecifes y podrían ingerir meros, sería el salmón de mar, *Pseudopercis semifasciata*, este pez podría ser el posible HD de esta especie de digeneo, ya que en una oportunidad se hallaron dos especímenes adultos diferentes de la familia Bucephalidae en el estómago de dicho pez y uno de ellos es morfológicamente similar a la metacercaria de *Proisorhynchus* sp., habría que investigar a este pez como posible HD, ya que convive permanentemente con los meros en los arrecifes.

El segundo taxón más prevalente estuvo representado por miembros de la familia **Anisakidae** (Nematoda). Se hallaron en todas las estaciones el año y en todos los sitios muestreados. Para estas especies el mero actuaría como hospedador paraténico (de transporte y dispersión) de las larvas hasta que alcancen su HD. Dentro de esta familia se identificaron larvas III que no pudieron identificar debido a que se hallaron deterioradas por el encapsulamiento del hospedador, aunque en su gran mayoría se trató de larvas de *Pseudoterranova cattani* con una escasa representación de *Anisakis* sp.

Son parásitos que se acumulan con el tiempo en sus hospedadores, en mesenterios o músculo, hasta ser ingeridos por mamíferos marinos. En el área de estudio se reportó *Anisakis simplex* en varios cetáceos como en el delfín oscuro, la tonina overa, la marsopa de anteojos, la marsopa espinosa, el zifio de Cuvier y el cachalote (Dans et al., 1999; Berón-Vera et al., 2001, 2008) por lo que, tal vez, algunos de ellos actúen como HD de *Anisakis* sp. del mero. Por lo tanto, resta determinar dicha especie y hallar su correspondiente estadio adulto en algún cetáceo del área para poder contribuir al conocimiento sobre su ciclo de vida.

Las larvas identificadas como *Pseudoterranova cattani* presentaron valores más altos que los de *Anisakis* sp. En el área de estudio no se conoce el 1° HI; con respecto al adulto, podrían existir tres potenciales HD que depredan sobre el mero: 2 otáridos, lobo marino de uno (*Otaria flavescens*) y dos pelos (*Arctocephalus australis*) y un fócido, el elefante meridional *Mirounga leonina* (Hernández-Orts et al., 2013a). En Patagonia, se determinó morfológica y molecularmente la presencia de *P. cattani* del intestino de *O. flavescens* (Timi et al., 2014) y Hernández-Orts et al. (2013b) la registraron en ambas especies de otáridos; mientras que en los elefantes marinos, un solo espécimen adulto de *Pseudoterranova* sp. se recolectó del intestino de una hembra joven varada en el norte de la Patagonia (Hernández-Orts et al., 2013a). Aunque las 3 especies de pinnípedos parecen ser HD adecuados para estos nematodes, la mayor prevalencia fue la reportada para *O. flavescens* (Hernández-Orts et al., 2013b).

Las altas prevalencias de *P. cattani* halladas en el mero (HP) posiblemente indiquen que este pez es relevante en el ciclo de vida de este nematode y por lo tanto represente una vía importante para alcanzar al HD (i.e., el lobo marino de un pelo) en el área de estudio.

En tercer lugar, en orden de prevalencia, se encuentra *Allobenedenia dischizosepta* (Monogeneoidea). Es un parásito bastante prevalente pero que no presentó altas intensidades de infección en los meros. Se halló en todas las estaciones del año y sitios muestreados. La mayoría de las especies de monogeneos exhiben una remarcable especificidad por el hospedador y el sitio de fijación (Goater et al., 2014). Esta especie de *Allobenedenia* sólo está presente en la costa argentina en *A. patachonicus*, por lo que tendría una alta especificidad por su hospedador.

La cuarta especie más prevalente estuvo representada por larvas cistacantas de *Corynosoma* sp. (Acanthocephala). Se halló en todas las estaciones del año y sitios muestreados. Las especies de este género presentan un ciclo de vida indirecto; utilizan principalmente pinnípedos, en menor medida cetáceos, aves marinas y mamíferos terrestres como HD (albergando al adulto), involucran crustáceos (e.g. anfípodos) como HI (acantor, acantela, cistacanta) e incluyen varios peces teleósteos como HP (dispersan la larva cistacanta y permiten saltar un nivel trófico para que pueda llegar hasta el hospedador definitivo) (Aznar et al., 2006; Hernández-Orts et al., 2016). Si se corroborara molecularmente que se trata de *Corynosoma australe*, los HD en el área serían lobos marinos de un pelo. Dans et al. (1999), Aznar et al. (2002 y 2015), Berón-Vera et al. (2007 y 2008) y Hernández-Orts et al. (2012) reportaron *C. australe* en el delfín oscuro (*Lagenorhynchus obscurus*); en el delfín común (*Delphinus delphis*), en la marsopa de anteojos (*Phocoena dioptrica*) y en el lobo marino de un pelo (*Otaria flavescens*) de la costa patagónica. Estos mamíferos infectados eliminan los huevos con las heces, la larva acantor infecta anfípodos (especie aún no conocida) y éstos a su vez, infectan y dispersan las larvas por medio de varias especies de peces teleósteos como, tal vez, el turco, el salmón de mar y los pejerreyes patagónicos que serían los HP reportados en el área (Timi et al., 2008; Timi & Lanfranchi, 2009a; Carballo et al., 2011). En el futuro, este trabajo morfológico se podría complementar con el molecular para corroborar si se trata de *C. australe* e intentar proponer un ciclo de vida, haciendo la correspondencia entre los distintos estadios en los distintos hospedadores, a su vez, se deberían investigar los parásitos de los anfípodos del área de estudio en búsqueda de los primeros estadios.

La quinta especie más prevalente fue *Dichelyne* (C.) *szidati* (Nematoda). Este nematode, en estadio adulto se halló parasitando el intestino del mero en todas las estaciones del año y sitios

muestreados. Gibson (1972) propuso que los poliquetos podrían actuar como HI de la familia Cucullanidae. El ciclo de vida de este nematode aún no se conoce, aunque basados en lo conocido para de *D. (C.) minutus* (Rudolphi, 1819), sería indirecto y presentaría al menos un HI que podría ser un poliqueto (larva III), mientras que los HD son los peces *Platichthys flesus* (Pleuronectidae) de Dinamarca, *Pleuronectes platessa* (Pleuronectidae) y *Pomatoschistus microps* (Gobiidae). Los huevos embrionan en el fondo marino, las larvas III de ~ 440 µm de largo, salen de los huevos. Estas larvas no son directamente infectivas para las platijas o gobios. El poliqueto *Hediste diversicolor* (Nereididae) actúa como HI. La larva III muda a larva IV en la pared intestinal del pez. Los gusanos maduros se hallan en el lumen de la parte anterior del intestino (Køie, 2001). El mero es un pez bentónico, sedentario, por lo tanto, podría ser que el 1° HI del ciclo de este nematode se encuentre muy cercano a él y en contacto con el fondo, ya que los huevos embrionan allí, muy probablemente un poliqueto. Los HD reportados para esta especie serían hasta el momento: el mero (Timi & Sardella, 2002) de Mar del Plata y de los golfos norpatagónicos y el cocherito, *Dules auriga* (Serranidae), de la zona de pesca común argentina-uruguay norte y sur (Braicovich & Timi, 2015). En los meros de Mar del Plata se halló una prevalencia e intensidad media similares a los valores reportados en este trabajo de tesis. Por el contrario, en los chocheritos de la zona de pesca argentina-uruguay se hallaron valores de prevalencia muy bajos, tanto en la zona norte como en la zona sur. En el futuro sería interesante estudiar este ciclo vida, conocer si se encuentra en otros peces del arrecife de los golfos (o es específico del mero) y conocer su HI buscando en poliquetos que habiten cerca de los refugios de los meros y corroborar la correspondencia de los distintos estadios (larvas y adultos) por métodos moleculares, debido a que, junto con los crustáceos, se conoce que los poliquetos son las presas más comunes de este pez según lo reportado en esta tesis como así también por Galván et al. (2009a).

La sexta especie más prevalente fue la larva praniza de la familia **Gnathiidae** (Isopoda). Se halló en casi todas las estaciones del año y sitios muestreados. La abundancia y la prevalencia máxima en ambos golfos fueron en primavera. Es decir, que esta especie se reproduce en primavera en los golfos norpatagónicos.

Los datos de especificidad del hospedador para los isópodos gnátidos son escasos, debido a que las etapas parásitas son difíciles de identificar y el contacto hospedador-parásito es a menudo breve. Jones et al. (2007) estudiaron la especificidad hospedador-parásito con dos especies del género *Gnathia*, determinada por secuencias de ADN de sangre de peces ingerida por los isópodos y concluyeron que son generalistas con preferencias por ciertos hospedadores. Las interacciones breves gnátido- hospedador sugieren que los gnátidos tendrían baja especificidad por su hospedador (Jones

et al., 2007). A su vez, existen muy pocos registros en nuestras costas de isópodos de esta familia y todos son de larvas pranzas; sería interesante realizar el ciclo de vida en forma experimental o buscar el estadio adulto de la especie hallada parasitando al mero, y así luego poder describirlos y realizar la correspondencia con las larvas, corroborando la identidad por medio de análisis moleculares.

La séptima y última especie más prevalente fue *Clavella* sp. (Copepoda). Se halló en todas las estaciones del año y sitios muestreados. De acuerdo con Johnson et al. (2004), la temperatura es el factor ambiental más importante que controla el tiempo de desarrollo de los copepodos parásitos.

Los copepodos del género *Clavella* presentan un ciclo de vida directo, tal como el resto de los miembros de la familia Lernaeopodidae. Existe hasta el momento información sobre ciclo de vida de *Clavella adunca* (Strøm, 1762), que fue revisado por Shotter (1971). En este tipo de ciclos existe un solo estadio nauplius de natación libre, luego muda a un único estadio copepodito, que es la etapa infecciosa, este se une al pez por el filamento frontal y muda en una etapa que Heegaard (1947) denominó "pupa". No hay más mudas y la pupa se convierte en un adulto por metamorfosis continua. La pupa de Heegaard puede ser equiparada con el preadulto (Kabata, 1982), el cual finalmente muda a adulto que presenta un alto grado de dimorfismo sexual. La mayoría de las especies de este género han sido reportadas en Chile (Castro Romero & Baeza Kuroki, 1985a; Castro, 1994; Brickle & Mackenzie, 2007; Castro & González, 2009; Henríquez et al., 2011), Estrecho de Magallanes e Islas Malvinas (Kabata, 1963; Longshaw, 1997).

Los demás parásitos presentaron prevalencias muy bajas, menores al 10%, como en el caso de la larva de tipo tetrafilídeo (Cestoda), los adultos de *Lecithochirium* sp. y *Lecithocladium cristatum* (Digenea), Dracunculoidea fam. gen. et sp. (Nematoda) y *Clavellotis* sp. (Copepoda). El mero actuaría como un hospedador ocasional para estas especies parásitas.

La **larva de tipo tetrafilídeo** fue la especie que presentó la menor prevalencia, lo cual estaría relacionado con los hospedadores que conformarían el ciclo de vida. Los tetrafilídeos presentan un ciclo de vida indirecto en el cual los 1° HI suelen ser microcrustáceos, en los cuales se desarrolla el primer estadio larval que se denomina de distintas maneras según la especie de cestode (e.g. procercoide), aún no se conocen HP que podrían dispersar las larvas de manera horizontal en el medio marino, o cuáles serían hospedadores accidentales (HA) o aberrantes (HAb). Los 2° HI pueden ser moluscos, como bivalvos y gasterópodos y una gran variedad de peces; los HD son elasmobranquios (Khalil et al., 1994; Jensen & Bullard, 2010). El mero probablemente no ingiera gran cantidad de microcrustáceos planctónicos infectados con procercoides provenientes de huevos

liberados por elasmobranquios en el área de estudio, ya que estos hospedadores no son frecuentes en los arrecifes. Otra explicación de la baja prevalencia e intensidad de la larva en el mero podría ser por cuestiones de especificidad parásito-hospedador. Se podría pensar que el cestode presenta baja especificidad por el mero ya que de acuerdo a algunos autores los tetrafilídeos serían bastante específicos con respecto a sus HI y HD. A nivel de género, los cestodes aparentemente exhiben una especificidad eurixena con sus HI (e.g. peces); sin embargo, Jensen & Bullard (2010) sugieren que la especificidad de los tetrafilídeos por sus HI puede ser mayor a nivel de especie. A su vez, Goater et al. (2014) consideraron que los tetrafilídeos presentan una alta especificidad por el HD. Por lo tanto, el mero no parecería tener importancia como hospedado intermediario en el ciclo de vida de esta especie de cestode, ya que no sería frecuentemente depredado por peces cartilagosos que alberguen el estadio adulto.

Los digeneos *Lecithochirium* sp. y *Lecithocladium cristatum* se hallaron en invierno y primavera en ambos golfos. Tal vez, en esas dos estaciones haya mayor disponibilidad y abundancia del 2° HI, los cuales podrían ser peces infectados con metacercarias de esta especie. El ciclo de vida de estos hemiúridos es indirecto con tres o cuatro hospedadores; utilizan gasterópodos marinos como 1° HI (esporocistos y cercarias), cópepodos, ctenóforos, poliquetos, quaetognatos y peces como 2° HI (metacercarias) (Køie, 1979, 1990, 1991; Gibson & Bray, 1986) y peces teleósteos marinos como HD (adulto) (Gibson, 2002); como el mero en este caso. Por ejemplo, Køie (1990) redescubrió la cercaria de *L. rufoviridae* (Rudolphi, 1819) Lühe, 1901, se conocía que el adulto se hallaba en la anguila *Anguilla anguilla* y el congrio *Conger conger* (HD) y la cercaria se halló en el molusco *Steromphala cineraria* (Trochidae) (1° HI) en donde se hallaron esporocistos con cercarias, el 2° HI no se conoce, pero experimentalmente se han hallado metacercarias en góbidos, lábridos y blénidos del hemisferio norte. El mero sería el o uno de los HD de esta especie.

Con respecto a *Lecithocladium cristatum* sólo se halló en otoño en el Golfo San José; muchas especies de esta familia que parasitan peces marinos exhiben una baja especificidad por el hospedador y están distribuidas en todo el mundo (Goater et al., 2014).

Uno de los ciclos de vida que se conocen es el de *L. excisum*; en donde el 1° HI sería el molusco opistobranquio *Philine aperta* (Philinidae), los 2° HI serían copépodos y el HD sería la caballa, *Scomber scombrus* (Scombridae), en el Atlántico noreste y mares adyacentes. En el ctenóforo *Pleurobrachia pileus* (Pleurobranchiidae) y el poliqueto holoplanctónico *Tomopteris* (*Johnstonella*) *helgolandica* (Tomopteridae) sólo se hallaron dos metacercarias por lo que podrían actuar como HP (Køie, 1991); lo que concuerda con dicho estudio es que en verano y otoño temprano la caballa infecta el gasterópodo y, en este trabajo, los meros infectados fueron los de otoño, lo que podría

deberse a la mayor temperatura del agua que promueve una mayor emisión de cercarias (Skirnisson et al., 2004; Galaktionov et al., 2006).

En el área de estudio se han hallado cercarias de esta familia en el gasterópodo *Siphonaria lessonii* (Siphonariidae) (Gilardoni et al., 2011; Bagnato et al., 2015), un gasterópodo pulmonado en el cual se desarrollan esporocistos con cercarias cistóforas y que se halla en altas densidades en ambos golfos; por lo cual podría suponerse que se trate de alguna especie de estos dos géneros de hemiúridos. La única metacercaria hallada en el área de estudio es aquella que reportó Gilardoni (2014) en el ctenóforo *Mnemiopsis leidyi* (Bolinopsidae) en Puerto Madryn, aunque no se conoce la especie. Futuros estudios morfológicos y moleculares contribuirán a resolver si ésta metacercaria corresponde a la misma especie que la cercaria hallada en *S. lessonii* y si se trata de algunos de los adultos de los dos géneros en cuestión. A su vez, se podrían estudiar los parásitos de copépodos, quetognatos, medusas y poliquetos para saber si albergan metacercarias de esta familia y analizar molecularmente la correspondencia de los distintos estadios.

Dracunculoidea fam. gen. et sp. presentó bajos valores de prevalencia, ya que sólo fue hallada en meros de invierno en el Golfo Nuevo (Punta Este) y en meros de verano del Golfo San José (F. San Román). Tal vez, en invierno en Golfo Nuevo y verano en Golfo San José coincida con una mayor abundancia de copépodos infectados con las primeras larvas de este nematode. Específicamente en el Golfo San José, coincide con la explosión poblacional de zooplancton, el cual se compone principalmente de copépodos (D'Agostino, 2016). Los nematodes de la superfamilia Dracunculoidea presentan un ciclo de vida indirecto, el adulto se halla en tejidos y cavidades serosas de peces, reptiles, aves y mamíferos y raramente en anfibios. Luego de la inseminación, la hembra crece marcadamente y alberga un gran número de larvas del primer estadio, las cuales son dispersadas en el medio ambiente para ser ingeridas por los 1° HI que son copépodos (Anderson, 2000).

En la costa del sudoeste atlántico los registros de nematodes dracunculoideos son muy escasos. Este nematode sería el primer reporte de esta superfamilia parasitando los ojos de un pez marino en la costa del sudoeste atlántico; el cuál en altas intensidades de infección podría causar una patología grave, principalmente ceguera. Sería interesante obtener más especímenes para poder describir la especie en detalle, ya que posiblemente se trate de una nueva especie.

Clavellotis sp. se halló en primavera sólo en el Golfo San José y en verano en ambos golfos. En estas estaciones la temperatura del agua comienza a ascender y esto beneficiaría el desarrollo y establecimiento de los copepoditos en el pez (Wootten et al., 1982; Tucker et al., 2000).

Los copépodos de la familia Lernaeopodidae presentan un ciclo de vida directo, tal como se señaló para *Clavella* sp. No existe hasta el momento información del ciclo de vida de alguna especie de *Clavellotis*. La especie hallada en esta tesis, *Clavellotis* sp., es posible que sea una especie nueva, ya que hay sólo dos registros de este género en la costa del Mar Argentino, *C. pagri* (Krøyer, 1863) en el besugo de Mar del Plata (Cantatore et al., 2012) y *C. sebastidis* Castro & González, 2005 en el esgrófalo del Golfo Nuevo (Castro & González, 2005). Para poder estudiar en detalle la especie hallada en las branquias del mero se deberían obtener más especímenes y en particular hallar el macho y describirlo.



Capítulo 2

**Ecología de poblaciones y comunidades de los
parásitos del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns)
(Serranidae) y su posible utilización como marcadores
de stocks en los golfos norpatagónicos,
provincia del Chubut**

Capítulo 2. Ecología de poblaciones y comunidades de los parásitos del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) y su posible utilización como marcadores de stocks en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut

INTRODUCCIÓN

La ecología de las comunidades parasitarias reconoce diferentes niveles de organización (Bush et al., 1997). La infracomunidad es una comunidad de infrapoblaciones parásitas en un individuo hospedador. La comunidad componente se refiere a todas las infrapoblaciones de parásitos asociadas con un subgrupo de una especie hospedadora o una colección de estadios de vida libre asociados con un subgrupo del medioambiente abiótico (Bush et al., 1997). Cada hospedador individual está parasitado por una o varias infrapoblaciones que corresponden a todos los individuos de una misma especie parasitaria en un individuo hospedador y que en conjunto constituyen la infracomunidad parasitaria. La dinámica de la infección de una especie de parásito en una población de hospedadores es equivalente a la colonización de parches (Rohde, 2005).

La estructura y la organización de las comunidades de parásitos son muy complejas y resultan del producto de una prolongada y continua interacción que involucra tanto poblaciones hospedadoras como parásitas. Las infracomunidades y comunidades componentes de parásitos están influenciadas por la suma de un conjunto complejo de factores bióticos y abióticos que inciden directamente en procesos que afectan la dinámica de transmisión (Esch et al., 1990). Los metazoos parásitos en los sistemas acuáticos responden directamente a los cambios de temperatura y de otros parámetros abióticos controlados por el clima, los cuales están mediados directamente sobre el parásito o indirectamente a través de cambios en la distribución y abundancia de sus hospedadores (Marcogliese, 2017).

La parasitología es una disciplina que ha sido utilizada como herramienta para el estudio de la dieta del hospedador, migración, estructura poblacional y filogenia y, de este modo, tiene un valor considerable para el manejo de los recursos (Marcogliese, 2008). Además, los parásitos han sido utilizados ampliamente como marcadores biológicos para proveer información sobre la estructura de stocks poblacionales de sus peces hospedadores (Timi, 2007).

El uso de marcadores biológicos se basa en la distribución geográfica de los parásitos, ya que la distancia geográfica entre poblaciones de hospedadores conespecíficos es, sin duda, la clave para determinar la probabilidad de que se produzcan intercambios de parásitos entre estas poblaciones (Cantatore & Timi, 2015). Por lo tanto, la suposición subyacente de este método es que los hospedadores puedan infectarse sólo cuando se encuentran dentro de la zona endémica de un parásito, es decir, en aquella región geográfica donde las condiciones son adecuadas para la

transmisión (MacKenzie & Abaunza, 1998). Para los parásitos con ciclos de vida directos, el área endémica está determinada principalmente por las condiciones medioambientales, mientras que, para los parásitos con ciclos de vida indirectos, un requisito adicional es que deben estar presentes todos los hospedadores requeridos para todos los estadios de desarrollo del ciclo de vida y deben hallarse, además, en densidades poblacionales que garanticen la transmisión del parásito (MacKenzie & Abaunza, 1998). Por lo tanto, las condiciones ambientales también pueden influir en la distribución del parásito indirectamente a través de sus efectos sobre la distribución de los hospedadores.

Para los parásitos marinos, las distribuciones geográficas están determinadas principalmente por los perfiles de temperatura-salinidad y sus asociaciones con masas específicas de agua (Cantatore & Timi, 2015). En el caso de los golfos norpatagónicos se observa, además, una dinámica hídrica diferente, ya que la geometría de la boca de los mismos restringe el intercambio con el mar abierto y sus aguas resultan más eficientemente influidas por las condiciones atmosféricas. Mientras el flujo superficial de calor cambia de sentido a lo largo del año, produciendo incremento o descenso de la temperatura en diferentes épocas, el flujo de agua dulce se produce siempre hacia la atmósfera, dado que la evaporación supera a la precipitación. Estas características del flujo atmosférico y la limitada renovación de sus aguas producen una mayor amplitud térmica anual en los golfos que en el mar abierto y máximos relativos de salinidad en el interior (Piola & Rivas, 1997). Algunos estudios ictiológicos llevados a cabo en el Golfo San José apoyan la suposición de que las condiciones oceanográficas son importantes para determinar la composición de las comunidades de peces. Las características físicas del mencionado golfo serían responsables de la retención de las larvas y, por lo tanto, favorecerían la ocurrencia de stocks discretos de varias especies de peces (Cantatore & Timi, 2015).

Los parásitos pueden ser clasificados en dos categorías: de larga y de corta permanencia (tiempo de residencia) en los hospedadores. Los parásitos de larga permanencia (e.g., endoparásitos larvales, principalmente nematodos, cestodes, metacercarias de digeneos y acantocéfalos), además de baja especificidad, en general presentan ciclos de vida complejos, transmisión trófica y su presencia como estadios larvales en órganos y cavidad del cuerpo del hospedador les permite vivir por períodos prolongados (Cantatore & Timi, 2015). Esta última característica hace que sean adecuados como marcadores biológicos. Se recomienda que, para ser utilizados como marcadores biológicos, los parásitos tengan una vida útil o permanezcan en una forma identificable en el hospedador el tiempo suficiente para cubrir la escala temporal de la investigación (Cantatore & Timi, 2015). Esto es debido a que muchos parásitos adquiridos por los peces a lo largo de su vida, tal vez durante migraciones estacionales u otros movimientos, sobrevivirán en o sobre el hospedador por mucho menos que el tiempo de vida del pez (Lester & MacKenzie, 2009). La mayoría de los parásitos persistentes,

además, se adquieren por la ingestión pasiva de estadios infectivos a través de la alimentación o por penetración directa al tegumento y conducen a ensambles predecibles con una composición no aleatoria y una estructura modelada principalmente por filtros ecológicos en lugar de la filogenia del hospedador, debido a su baja especificidad (Timi & Lanfranchi, 2009b).

En general, los hospedadores de longitudes totales más grandes son capaces de alojar más especies de parásitos y un mayor número de éstos que los hospedadores más pequeños. Además, los peces más grandes exhiben superficies más grandes para la fijación e ingieren mayores cantidades de alimento con un concomitante aumento de la exposición a los estadios infectivos (Poulin, 2000). Por otra parte, los peces grandes también pueden alimentarse de presas más grandes, ampliando el conjunto de potenciales parásitos (Timi et al., 2011). Estos procesos son comunes a todos los tipos de parásitos, pero la acumulación de los mismos es más pronunciada para aquellos de larga permanencia, ya que persisten por largos períodos de tiempo o durante toda la vida de sus hospedadores; por lo tanto, las cargas parasitarias dependen, no sólo del tamaño del pez, sino también de su edad y longevidad.

Una variable adicional en este tipo de estudios es la edad del hospedador, la cual está relacionada con la longitud total. El tamaño del pez se utiliza a menudo como un sustituto de la edad, pero su relación funcional no es lineal, lo cual puede ocasionar interpretaciones erróneas sobre la asociación entre la longitud total del hospedador y la abundancia de parásitos. Esto significa que los peces asignados a una determinada clase de talla pueden, de hecho, pertenecer a diferentes cohortes y, debido al efecto acumulativo de los parásitos de larga permanencia, la muestra no será homogénea en términos de su abundancia de parásitos (Cantatore & Timi, 2015; Braicovich et al., 2016). La edad del pez afectaría principalmente a la abundancia de los parásitos, mientras que el tamaño corporal influencia también la riqueza de especies, a través de su relación con el nivel trófico (Alarcos & Timi, 2012). El discernimiento entre estas variables es esencial para la comprensión de cómo la estructura de la comunidad de parásitos está mediada por las interacciones tróficas talla-dependientes, o por la edad del hospedador, pero también por diferencias interpretativas entre las muestras cuando son homogéneas en tamaño, pero heterogéneas en edad. Este discernimiento se vuelve de vital importancia cuando se aplican comparaciones multivariadas, porque se combinan los datos de composición y abundancia (Cantatore & Timi, 2015).

En el Mar Argentino el uso de parásitos como indicadores ha permitido discriminar stocks de varias especies de peces, entre los cuales se identificaron agrupaciones en aguas patagónicas: tres stocks de anchoíta *Engraulis anchoita* Hubbs & Marini (Engraulidae), uno en la zona de pesca común argentina-uruguaya (ZPCAU), otro en El Rincón (ER) y el tercero en la plataforma patagónica (PP) (Timi, 2003); tres stocks de merluza común *Merluccius hubbsi* Marini

(Merlucciidae) en la ZPCAU, la PP y los golfos norpatagónicos (GNP) (Sardella & Timi, 2004); dos stocks de merluza de cola *Macraronus magellanicus* Lönnberg (Merlucciidae) en PP (Incorvaia & Hernández, 2006); tres stocks de pez palo *Percophis brasiliensis* Quoy & Gaimard (Percophidae) en la ZPCAU, ER y los GNP (Braicovich & Timi, 2008); tres stocks de turco *Pinguipes brasilianus* Cuvier (Pinguipedidae) en la ZPCAU y en los GNP (Timi et al., 2008) y cinco stocks de turco en el centro de Brasil (CB), en la ZPCAU y en los GNP (Timi et al., 2010); tres stocks de salmón de mar *Pseudopercis semifasciata* (Cuvier) (Pinguipedidae) en la ZPCAU, ER y PP (Timi & Lanfranchi, 2009a); tres stocks de raneya *Raneya brasiliensis* (Kaup) (Ophidiidae) en la ZPCAU, ER y PP (Vales et al., 2011) y dos stocks de corno *Odontesthes smitti* (Lahille) (Atherinidae) en los GNP (Carballo et al., 2012).

La mayoría de estos estudios se han realizado en grandes áreas y han tenido como objetivo identificar stocks o movimientos a gran escala de los peces. Históricamente, poco se ha publicado sobre el uso de parásitos para indicar el movimiento o la distribución de peces en áreas restringidas tales como un arrecife. Por ejemplo, Adlard & Lester (1994) observaron que el isópodo ectoparásito *Anilocra pomacentri* Bruce, 1987 (Cymothoidae) indicó la fidelidad del pez *Chromis nitida* (Whitley) (Pomacentridae) a un determinado sitio, en Heron Island, en la Gran Barrera de Coral australiana. Grutter (1998) en la misma área geográfica, reportó que una especie de *Benedenia* (Monogenoidea), parásita de la superficie corporal del pez *Hemigymnus melapterus* (Bloch) (Labridae), tenía una prevalencia significativamente mayor en el arrecife poco profundo que en la pendiente del arrecife (más profundo). En la Polinesia Francesa, Rigby et al. (1997) encontraron en el pez *Epinephelus merra* Bloch (Serranidae) comunidades de helmintos más ricas en la barrera del arrecife que en el borde del arrecife. La escasez de este tipo de estudios realizados en áreas restringidas o arrecifes, reflejaría la falta de expectativa de que la composición y abundancia de los parásitos varíe en distancias geográficas cortas; ya que tanto los parásitos como los hospedadores podrían mezclarse en una única comunidad, de modo que la distribución de los parásitos sería ampliamente uniforme. Sin embargo, se conoce que muchas especies de peces de arrecife demuestran fuerte fidelidad al sitio, por lo cual, tras el reclutamiento, el pez se mueve sólo distancias cortas desde su área de origen (e.g. Choat & Bellwood, 1985; Thresher, 1985; Galván, 2008) lo que podría explicar las diferencias observadas a pequeñas escalas espaciales en sus parasitosis.

En este capítulo de la tesis se estudia la ecología de las poblaciones y comunidades de parásitos del mero, *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) y se evalúa la posible utilización de sus parásitos como marcadores biológicos de sus poblaciones en los golfos norpatagónicos.

Objetivos específicos

1. Establecer la estructura de las poblaciones de parásitos de los meros que habitan en los golfos San José y Nuevo, provincia del Chubut.
2. Determinar cómo varía la prevalencia y la abundancia de las especies de parásitos más prevalentes halladas en el mero en función de las variables ambientales (golfo, estación del año) y del hospedador (longitud total, sexo).
3. Identificar los parásitos de larga permanencia y utilizarlos como posibles marcadores biológicos en la determinación de stocks de mero.

MATERIALES Y MÉTODOS

Los parásitos hallados en el mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) fueron obtenidos y tratados según la metodología descrita en la sección de Materiales y Métodos Generales de esta tesis, los datos de los sitios y las estaciones muestreadas se presentan en la Tabla 2 de dicha sección.

Para cada muestra (meros de cada golfo y estación del año) se calcularon los siguientes descriptores cuantitativos poblacionales según Bush et al. (1997). En el caso de los Modelos Lineales Generalizados se calculó la abundancia (**A**) como número de parásitos de una especie determinada en o sobre un solo individuo hospedador. A su vez, se calculó la prevalencia (**P**) como n° de hospedadores infectados por una especie de parásito sobre el n° de hospedadores examinados por 100 $[(NHP/NHE)*100]$, la abundancia media (**Am**) como el n° total de parásitos de una especie en una muestra sobre el n° total de hospedadores examinados (NPt/NHE) (**Am**) y la intensidad media (**Im**) como el n° total de parásitos de una especie sobre el n° de hospedadores parasitados (NPt/NHP), para cada especie parásita por estación del año y los mismos descriptores totales para cada golfo.

De acuerdo con Esch et al. (1990) los estudios de parásitos a nivel comunitario deben llevarse a cabo con especies que presenten una prevalencia mayor al 10%. Por lo tanto, se trabajó con siete de las 13 especies parásitas halladas en el mero para los cálculos de los modelos lineales generalizados que se describen a continuación. Las especies con prevalencias mayores al 10% fueron: *Allobenedenia dischizosepta* (Monogeneoidea), *Proisorhynchus* sp. (Digenea), *Corynosoma* sp. (Acanthocephala), Anisakidae gen. et sp. (Nematoda) (no se pudo identificar a la totalidad de las larvas de nematodes anisákidos debido a que el encapsulamiento del hospedador ocasionó que muchas larvas se encontraban deterioradas; por lo tanto en los análisis estadísticos se consideraron

como larvas de anisákidos sin determinar, aunque en su gran mayoría se trató de larvas de *Pseudoterranova cattani* con una escasa representación de *Anisakis* sp.), *Dichelyne* (*Cucullanellus*) *szidati* (Nematoda), *Clavella* sp. (Copepoda) y Gnathiidae gen. et sp. (Isopoda).

Relación entre la abundancia y la prevalencia de las poblaciones parásitas con las variables ambientales y del hospedador evaluada a través de la aplicación de Modelos Lineales Generalizados (GLMs)

Se propusieron varios modelos para estudiar la relación entre la abundancia y la prevalencia de los parásitos hallados en relación con las variables ambientales (golfo de procedencia y estación del año) y características de los peces (longitud total y sexo) utilizando GLMs (McCullagh & Nelder, 1989). En el caso de datos dispersos, el GLM se corrigió con funciones de la familia quasi según la distribución de la abundancia y prevalencia. Se utilizó el criterio de información de Akaike (AIC) para determinar cuál era el mejor modelo para el conjunto de datos analizados. La función STEP en el programa R se utilizó para seleccionar el mejor modelo (Venables & Ripley, 2002); ésta función compara todos los modelos posibles y selecciona el modelo con el AIC más bajo.

En el caso de *Prosorhynchus* sp. y Anisakidae gen. et sp. los modelos se realizaron teniendo en cuenta los hospedadores con abundancias menores a 200 y a 63, respectivamente, debido a que se observó una gran sobredispersión de los datos. A su vez, en el caso de datos dispersos, el GLM se corrigió, con quasi-poisson en el caso de la abundancia (ésta se basa en la distribución de Poisson) y con quasi-binomial en el caso de la prevalencia (ésta se basa en la distribución Binomial). Además, se realizaron regresiones de Poisson (con la abundancia) y logísticas (con la prevalencia) para evaluar las relaciones de estos descriptores con la longitud total de los peces; para los modelos seleccionados en los cuales la longitud total tuvo un efecto significativo, como en el caso de *Corynosoma* sp., Anisakidae gen. et sp. y Gnathiidae gen. et sp. Dichos análisis estadísticos se realizaron utilizando el software R (R Development Core Team, 2012).

Análisis de similitud para determinar si existen distintos stocks de meros en los golfos norpatagónicos

Análisis de similitud a nivel infracomunitario

Debido al valor comprobado del uso de los parásitos persistentes (larga permanencia) como marcadores biológicos para la discriminación poblacional de sus hospedadores (Lester &

MacKenzie, 2009; Cantatore & Timi, 2015), los análisis fueron realizados sobre los taxa que componen este gremio. De los análisis se excluyó a las metacercarias de *Proisorhynchus* sp. debido a que las variaciones observadas entre muestras dentro de cada golfo no siguieron un patrón estacional ni estuvieron relacionados a la longitud total de los peces. Por lo tanto, los análisis estuvieron basados en las abundancias de las larvas Anisakidae gen. et sp. y *Corynosoma* sp.; por lo tanto, al restringir el número de especies a dos, varios peces que no estaban parasitados por ninguna de estas especies fueron eliminados de los análisis (10 del Golfo San José y siete del Golfo Nuevo).

Se calcularon matrices de similitud de Bray-Curtis entre los peces individuales sobre las abundancias parasitarias, previa transformación a raíz cuadrada de las mismas, y se realizaron escalamientos multidimensionales no métricos (nMDS) cuyos centroides fueron visualizados por medio del promedio de remuestreos (“bootstrap averaging”) (Clarke & Gorley, 2015), basados en remuestreos repetidos (con reemplazo, 50 repeticiones) del set de datos original. Los valores promedio fueron luego visualizados en un nMDS para cada golfo. El ajuste de los ordenamientos se cuantificó mediante un valor de estrés (<0,05 indica una excelente representación; <0,1 indica una buena ordenación, <0,2 representa una representación bidimensional potencialmente útil; >0,3 indica que los puntos pueden ser ubicados arbitrariamente en el espacio bidimensional) (Clarke & Warwick, 2001).

Las diferencias entre los centroides de cada grupo fueron puestas a prueba utilizando análisis de la variancia permutacionales de una vía (PERMANOVA, Anderson et al., 2008), introduciendo la longitud total de los hospedadores como covariable (modelo ANCOVA). La estructura de las infracomunidades parasitarias se comparó entre muestras (diseño factorial 1x4, ‘muestra’ como factor fijo), poniéndose a prueba por efectos principales luego de 9999 permutaciones, seguido de comparaciones de a pares a posteriori. De acuerdo con Anderson et al. (2008) se utilizó una permutación de residuales bajo un modelo reducido y se aplicó una suma secuencial de los cuadrados (Tipo I SS) debido a que la longitud total de los peces fue introducida como covariable y a que los tamaños de las muestras fueron diferentes.

Debido a que PERMANOVA es sensible a las diferencias entre las dispersiones multivariadas entre grupos, los mismos modelos fueron testeados utilizando la rutina PERMDISP (Anderson et al., 2008). Las dispersiones fueron medidas como las distancias al centroide, y cada término en el análisis fue puesto a prueba luego de 9999 permutaciones.

Análisis de similitud a nivel de comunidad componente

Se realizaron análisis de escalamiento multidimensional no métricos (nMDS), utilizando índices de similitud de Bray-Curtis sobre los datos de abundancia media y prevalencia parasitarias para visualizar posibles patrones geográficos en la composición de los ocho ensambles. También se realizó un agrupamiento jerárquico aglomerativo sobre la misma matriz y los niveles de similitud fueron superpuestos al gráfico de nMDS (Clarke & Gorley, 2015). La longitud total media de los peces por muestra se incorporó a los gráficos como variable explicativa.

Todos los análisis multivariados se realizaron utilizando el software PERMANOVA+ for PRIMER7 (Anderson et al., 2008; Clarke & Gorley, 2015).

RESULTADOS

A nivel poblacional: descriptores cuantitativos poblacionales

En el Golfo Nuevo se capturaron 115 meros (58 machos y 57 hembras) que presentaron un promedio de 34,1 cm de longitud total y de 700 g de peso, en los cuales se hallaron un total de 5,505 parásitos. En el Golfo San José se capturaron 112 meros (53 machos y 59 hembras) que presentaron un promedio de 32,6 cm de longitud total y de 600 g de peso, en los cuales se hallaron un total de 11,884 parásitos. Los valores de longitud total y peso promedio de los meros por sitio y número de machos y hembras capturados se muestran en la Tabla 2.1. Se hallaron 13 especies de parásitos pertenecientes a siete grupos; los valores de prevalencia, abundancia media e intensidad media total por golfo se muestran en la Tabla 2.2. Los valores de prevalencia y abundancia media por golfo, estación del año y sitio se muestran en la Tabla 2.3.

Tabla 2.1. Promedio de longitud total, peso y número total de machos y hembras de meros, *Acanthistius patachonicus* (Jenyns), en cada estación del año por sitio de captura en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut. Abreviaturas: BC= Bahía Cracker, FSR= Fondeadero San Román, LT= longitud total, P= peso, PE= Punta Este, PG= Punta Gales, PL= Punta Logarítimo.

Sitio	GOLFO NUEVO				GOLFO SAN JOSÉ			
	PE	PE	BC	PE	PG	PG	PL	FSR
Estación	otoño	invierno	primavera	verano	otoño	invierno	primavera	verano
LT (cm)	32,25	33,17	39,81	30,56	35,07	31,72	35,80	28,58
P (g)	521,3	546,7	1029,7	515,0	797,5	575,8	771,6	395,0
Machos	15	12	21	10	17	17	10	9
Hembras	15	18	9	15	13	13	12	21

Tabla 2.2. Descriptores cuantitativos poblacionales de los parásitos hallados en el mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut. Abreviaturas: A=adulto, Al=aletas, Am= abundancia media, B=branquia, C=cistacanta, Co=corazón, Cp=ciegos pilóricos, DE= desvío estándar, E=estómago, Es=estadio, I=intestino, Im= intensidad media, L= larva, LIII= larva III, Lp=larva praniza, M=metacercaria, Me=mesenterios, Mu=músculo, O=ojos, P= prevalencia, SC=superficie corporal, Si=sitio de infección.

Golfo				NUEVO			SAN JOSÉ		
Especies de parásitos	Es	Si	P (%)	Am ± DE	Im ± DE	P (%)	Am ± DE	Im ± DE	
Cestoda									
Larva de tipo tetrafilídeo	L	Cp, I	2	0,08 ± 0,8	4,5 ± 4,9	3	0,1 ± 0,4	2,0 ± 1,7	
Monogenoidea									
<i>Allobenedenia dischizosepta</i>	A	B	68	2,5 ± 3,0	3,8 ± 2,9	52	1,4 ± 2,0	2,8 ± 2,1	
Digenea									
<i>Prosorhynchus</i> sp.	M	Al, B, Co	97	33,7 ± 57,7	34,9 ± 58,3	96	88,9 ± 156,5	93,1 ± 159,0	
<i>Lecithochirium</i> sp.	A	E	2	0,03 ± 0,2	1,5 ± 0,7	1	0,0	1,0	
<i>Lecithocladium cristatum</i>	A	E	0	0,0	...	2	0,4 ± 3,1	23,0 ± 5,7	
Acanthocephala									
<i>Corynosoma</i> sp.	C	Me	54	1,5 ± 3,0	2,8 ± 3,7	60	2,9 ± 5,4	4,8 ± 6,3	
Nematoda									
<i>Anisakidae</i> gen. et sp.*	LIII	Me, Mu	86	5,61 ± 8,2	6,5 ± 8,5	77	6,3 ± 17,9	8,2 ± 20,0	
<i>Anisakis</i> sp.	LIII	Me, Mu	13	0,23 ± 0,6	1,7 ± 0,8	4	0,1 ± 0,9	3,2 ± 3,3	
<i>Pseudoterranova cattani</i>	LIII	Me, Mu	29	0,99 ± 2,6	3,5 ± 3,9	26	2,5 ± 11,9	9,8 ± 22,0	
<i>Dichelyne (C) szidati</i>	A	I	49	1,45 ± 2,4	3,0 ± 2,7	36	0,7 ± 1,2	1,9 ± 1,5	
<i>Dracunculoidea</i> fam. gen. et sp.	A	O	1	0,009 ± 0,1	1,0	2	0,1 ± 0,9	5,5 ± 6,4	
Copepoda									
<i>Clavella</i> sp.	A	B	23	0,49 ± 1,6	2,1 ± 2,7	15	0,5 ± 2,3	3,4 ± 5,2	
<i>Clavellotis</i> sp.	A	B	3	0,04 ± 0,2	1,0 ± 0,0	6	0,1 ± 0,6	2,1 ± 1,2	
Isopoda									
<i>Gnathiidae</i> gen. et sp.	Lp	SC, Al	23	0,72 ± 1,9	3,1 ± 3,0	34	0,8 ± 1,5	2,2 ± 2,0	

* En su gran mayoría se trató de larvas de *Pseudoterranova cattani* con una escasa representación de *Anisakis* sp.

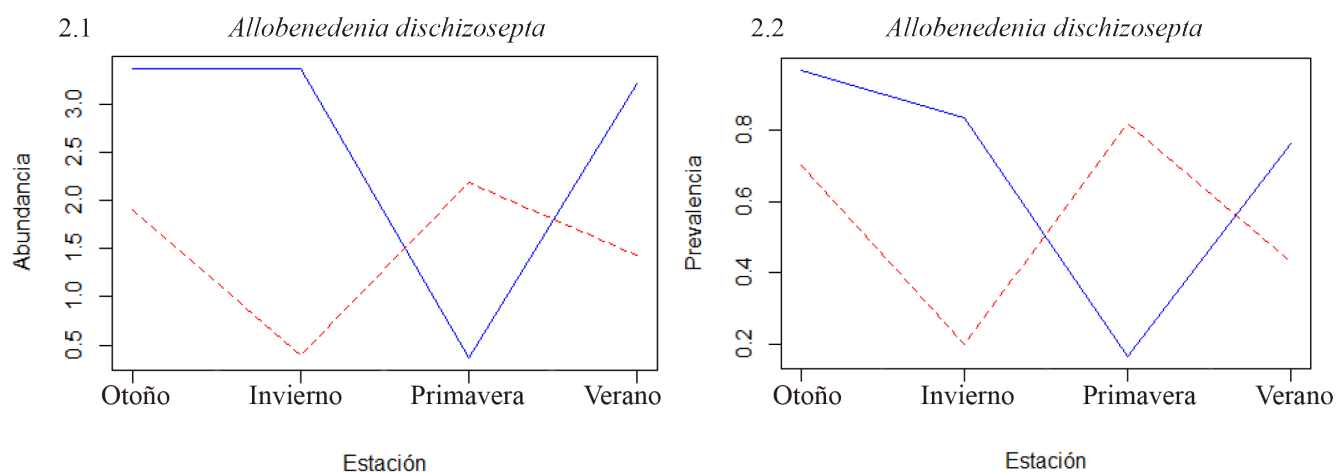
Tabla 2.3. Descriptores cuantitativos poblacionales de los parásitos hallados en *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) en cada estación del año por sitio de captura en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut. Abreviaturas: Am= abundancia media, BC= Bahía Cracker, E= estadio, DE= desvío estándar, FSR= Fondeadero San Román, GN= Golfo Nuevo, GSJ= Golfo San José, L= larva, P= prevalencia (%), PE= Punta Este, PG= Punta Gales, PL= Punta Logarítimo, SI= sitio de infección.

Estación del año		otoño		invierno		primavera		verano		otoño		invierno		primavera		verano	
Sitio y golfo		PE, GN		PE, GN		BC, GN		PE, GN		PG, GSJ		PG, GSJ		PL, GSJ		FSR, GSJ	
Especie de parásito	E	P	Am ± DE	P	Am ± DE	P	Am ± DE	P	Am ± DE	P	Am ± DE	P	Am ± DE	P	Am ± DE	P	Am ± DE
CESTODA																	
Larva de tipo tetrafilídeo	L	0	0,0	7	0,3 ± 1,5	0	0,0	0	0,0	0	0,0	7	0,2 ± 0,7	5	0,0	0	0,0
MONOGENOIDEA																	
<i>Allobenedenia dischizosepta</i>	A	97	3,4 ± 2,3	83	3,4 ± 3,6	17	0,4 ± 0,9	76	3,2 ± 3,2	70	1,9 ± 2,2	20	0,4 ± 0,9	82	2,2 ± 2,1	43	1,4 ± 2,3
DIGENEA																	
<i>Proserhynchus</i> sp.	M	97	17,9 ± 23,8	100	46,4 ± 78,3	90	9,9 ± 9,5	100	66,0 ± 72,7	97	32,7 ± 53,8	100	182,8 ± 241,0	95	101,6 ± 147,5	90	42,0 ± 47,6
<i>Lecithochirium</i> sp.	A	0	0,0	3	0,1 ± 0,4	3	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	5	0,0	0	0,0
<i>Lecithocladium</i> sp.	A	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	7	1,5 ± 5,9	0	0,0	0	0,0	0	0,0
ACANTHOCEPHALA																	
<i>Corynosoma</i> sp.	C	63	1,6 ± 1,8	63	1,5 ± 1,6	70	2,5 ± 5,2	12	0,2 ± 0,5	83	3,9 ± 5,6	43	0,8 ± 1,2	86	7,2 ± 8,5	33	0,7 ± 1,4
NEMATODA																	
Anisakidae gen. et sp.	LIII	83	4,3 ± 3,7	90	1,3 ± 3,6	93	10,3 ± 13,5	76	2,2 ± 2,4	93	14,0 ± 33,0	57	2,2 ± 3,3	91	5,4 ± 5,1	70	3,4 ± 4,1
<i>Anisakis</i> sp.	LIII	23	0,4 ± 0,7	7	0,0 ± 0,2	13	0,3 ± 0,9	8	0,1 ± 0,3	0	0,0	7	0,1 ± 0,4	14	0,6 ± 2,0	0	0,0
<i>Pseudoterranova cattani</i>	LIII	47	1,3 ± 2,0	33	0,1 ± 0,4	17	0,5 ± 2,0	16	0,8 ± 2,5	10	0,2 ± 0,7	50	2,0 ± 2,5	45	9,8 ± 25,7	3	0,0
<i>Dichelyne szidati</i>	A	90	3,0 ± 2,5	30	0,5 ± 1,0	27	0,4 ± 0,9	48	1,9 ± 3,5	50	1,0 ± 1,7	53	1,0 ± 1,3	23	0,3 ± 0,6	13	0,2 ± 0,8
Dracunculoidea	L, A	0	0,0	3	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	7	0,4 ± 1,8
COPEPODA																	
<i>Clavella</i> sp.	A	40	0,7 ± 1,0	30	0,9 ± 2,8	10	0,2 ± 0,6	12	0,2 ± 0,5	13	0,1 ± 0,3	17	0,5 ± 2,0	23	1,4 ± 4,5	10	0,3 ± 1,1
<i>Clavellotis</i> sp.	A	0	0,0	0	0,0	0	0,0	16	0,2 ± 0,4	0	0,0	0	0,0	18	0,5 ± 1,2	10	0,1 ± 0,4
ISOPODA																	
Gnathiidae gen. et sp.	Lp	0	0,0	3	0,0	80	2,6 ± 3,1	8	0,1 ± 0,4	7	0,1 ± 0,3	17	0,2 ± 0,4	68	2,2 ± 2,5	53	1,0 ± 1,4

Relación entre la abundancia y la prevalencia de las poblaciones parásitas con las variables ambientales y del hospedador evaluada a través de la aplicación de Modelos Lineales Generalizados (GLMs)

***Allobenedenia dischizosepta* (MONOGENOIDEA) (Figuras 2.1-2.2)**

El mejor modelo seleccionado que explicó la variación de la **abundancia** de este monogeneo incluyó las variables: Golfo, Estación, Longitud Total (LT), Sexo y la interacción Golfo*Estación. El mejor modelo seleccionado para explicar la variación en la **prevalencia** incluyó las mismas variables a excepción del Sexo. La interacción Golfo*Estación fue significativa en ambos modelos (Tablas 2.4, 2.5). En el Golfo Nuevo la abundancia (otoño e invierno=3,37; verano=3,20) y la prevalencia (otoño=0,97; invierno=0,83; verano=0,76) resultaron mayores que en el Golfo San José en todas las estaciones, excepto en primavera donde se registraron los menores valores (abundancia=0,37, prevalencia=0,17). Por el contrario, en el Golfo San José se registró la mayor abundancia (2,18) y prevalencia (0,82) en primavera (Figs. 2.1-2.2). En el modelo seleccionado para la abundancia, la longitud total resultó significativa ($p=0,02$) (Tabla 2.4).



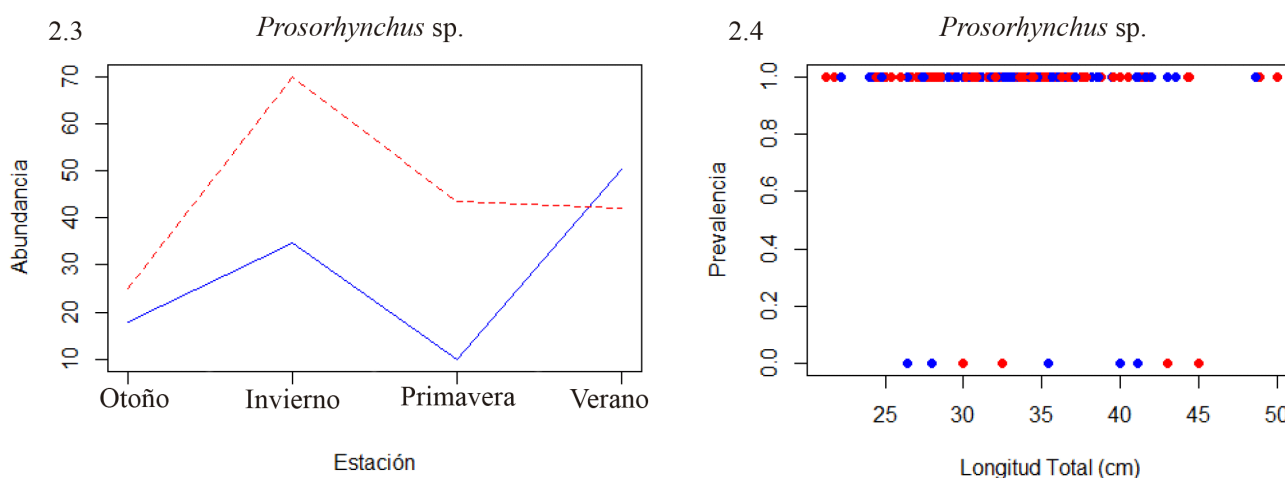
Figuras 2.1-2.2. Gráficos de línea de abundancia (2.1) y prevalencia (2.2) total por estación del año de *Allobenedenia dischizosepta* (Suriano, 1975) (Monogenoidea) del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut. Línea azul entera corresponden al Golfo Nuevo (GN) y línea roja punteada corresponden al Golfo San José (GSJ).

***Proisorhynchus* sp. (DIGENEA) (Figuras 2.3-2.4)**

El mejor modelo seleccionado para explicar la variación en la **abundancia** incluyó todas las variables y las interacciones entre ellas, excepto Golfo*Sexo. Existieron efectos significativos de la

interacción Golfo*Estación (Tabla 2.4). En el Golfo San José se observaron las mayores abundancias (otoño=25,14; invierno=70,00; primavera=43,61) a excepción del verano (41,97) donde la abundancia fue similar al Golfo Nuevo (50,35) (Fig. 2.3).

Por el contrario, el mejor modelo seleccionado para explicar la variación en la **prevalencia** incluyó el Golfo, LT y la interacción Golfo*LT. Existieron efectos significativos del Golfo*LT (Tabla 2.5). En el Golfo Nuevo los meros capturados fueron más grandes que el Golfo San José ($t = -2,72$; $p = 0,0070$, resultado de ANOVA modelo lineal), por ende, la prevalencia de metacercarias sería mayor en el Golfo Nuevo.



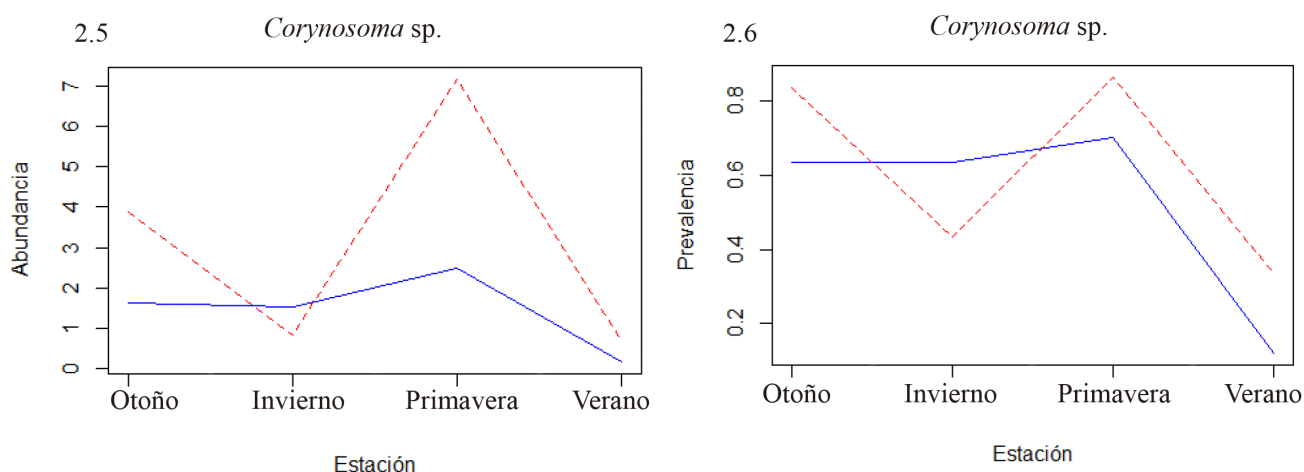
Figuras 2.3-2.4. Gráficos de líneas (matplots) de abundancia total por estación (2.3) y prevalencia total (2.4) por longitud total, de *Prosorhynchus* sp. (Digenea) del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut. Línea azul entera corresponden al Golfo Nuevo (GN) y línea roja punteada corresponden al Golfo San José (GSJ).

***Corynosoma* sp. (ACANTHOCEPHALA) (Figuras 2.5-2.8)**

El mejor modelo seleccionado para explicar la variación en la **abundancia** incluyó todas las variables y las interacciones, excepto Golfo*Sexo. Sin embargo, sólo existieron efectos significativos de la interacción Golfo*Estación ($p < 0,05$) (Tabla 2.4). No existieron diferencias en las abundancias entre golfos en invierno y verano, pero sí en otoño y primavera, siendo mayores en el Golfo San José (Fig. 2.5). Por otra parte, el mejor modelo seleccionado para explicar la variación en la **prevalencia** incluyó Golfo, Estación, LT y Golfo*Estación (Tabla 2.5). De la misma manera que ocurrió con la abundancia, existió un efecto significativo de la interacción Golfo*Estación ($p \leq 0,05$). La prevalencia fue mayor en el Golfo San José en todas las estaciones del año con excepción del invierno. Las

mayores prevalencias se registraron en otoño y primavera y las menores se registraron en verano en ambos golfos (Fig. 2.6).

En el modelo seleccionado para la abundancia, la longitud total resultó significativa ($p=0,005$) (Tabla 2.5). Esta significancia fue corroborada aplicando la regresión de Poisson (abundancia) ($p=2,39e-11$) (Fig. 2.7).



Figuras 2.5-2.6. Gráficos de líneas (matplots) de abundancia (2.5) y prevalencia total (2.6) por estación de *Corynosoma* sp. (Acanthocephala) del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut. Línea azul entera corresponden al Golfo Nuevo (GN) y línea roja punteada corresponden al Golfo San José (GSJ).

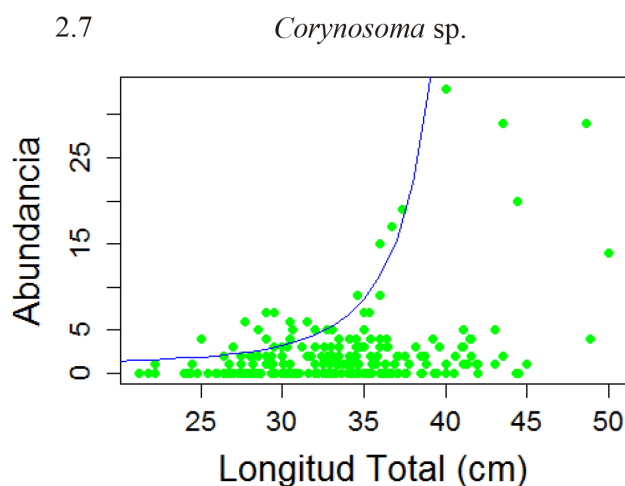


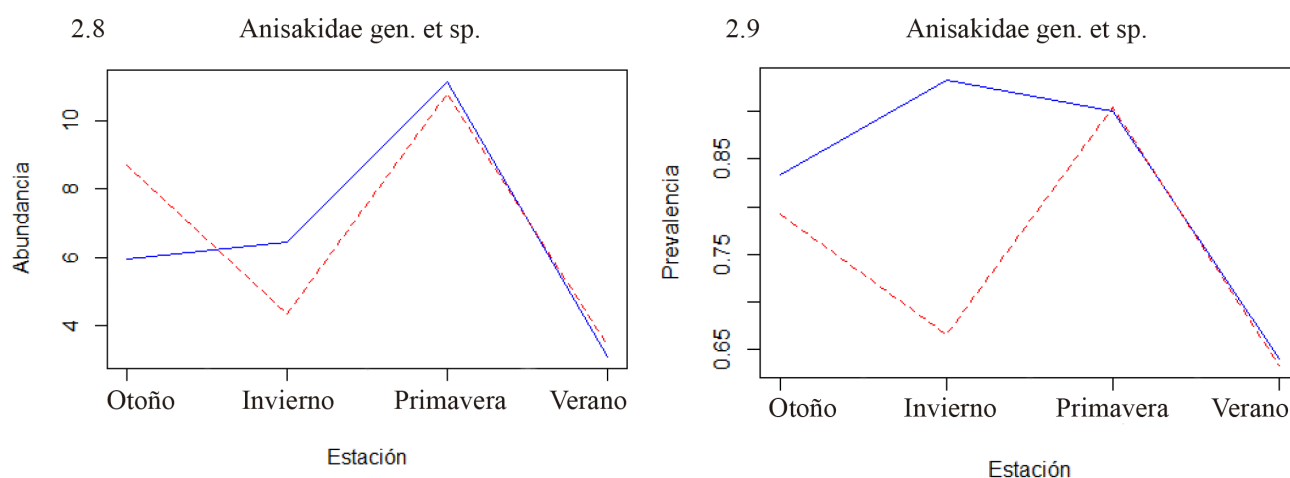
Figura 2.7. Gráficos de regresión de Poisson para la abundancia de *Corynosoma* sp. (Acanthocephala) del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.

Anisakidae gen. et sp. (NEMATODA) (Figuras 2.8-2.11)

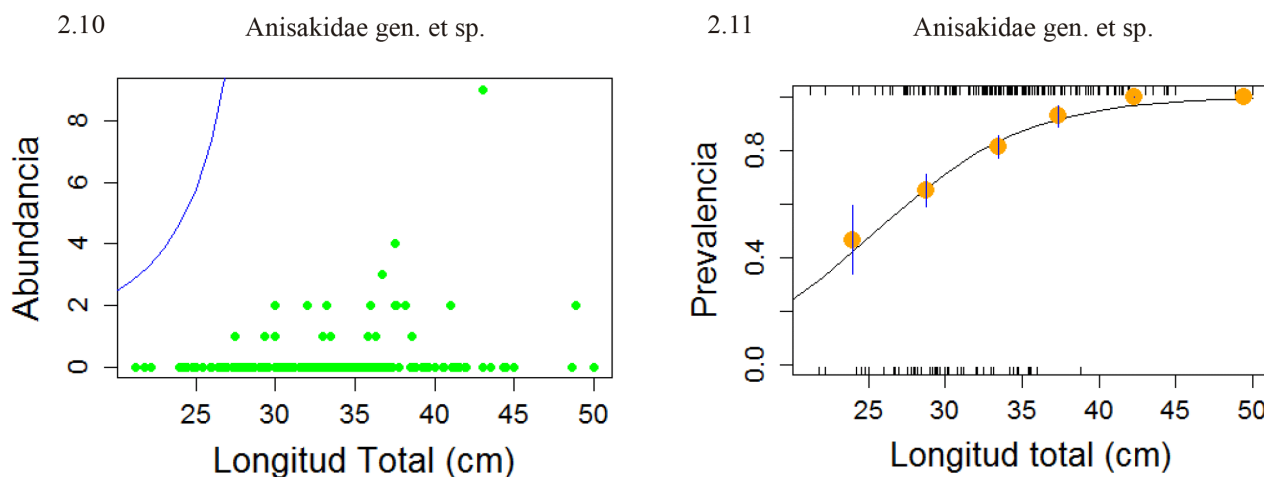
El mejor modelo seleccionado para explicar la variación en la **abundancia** incluyó todas las variables y las interacciones, excepto Sexo; por otra parte, el mejor modelo para explicar la variación en la **prevalencia** incluyó todas las variables, excepto Sexo, y la interacción Golfo*Estación. El modelo de abundancia presentó efectos significativos del Golfo ($p=0,05$) y de la longitud total ($p=6,04e-06$) de los meros (Tabla 2.4). La abundancia estacional en cada golfo siguió un patrón muy similar, sin diferencias significativas entre las estaciones (Fig. 2.8).

El modelo de la prevalencia presentó efectos significativos de la longitud total ($p=7,94e-05$) y la interacción Golfo*Estación ($p\leq 0,05$) (Tabla 2.5). De la misma manera que la abundancia, la prevalencia se incrementó con la longitud total. En el Golfo Nuevo se registró la mayor prevalencia en invierno (0,93) y la menor (0,64) en verano. Sin embargo, en el Golfo San José se registró la mayor prevalencia en primavera (0,90) y las menores en verano (0,63) e invierno (0,67) (Fig. 2.9).

La longitud total resultó significativa en los modelos seleccionados para la abundancia ($p=6,04e-6$) y la prevalencia ($p=7,94e-5$), respectivamente (Tabla 2.5). Estas significancias fueron corroboradas con la regresión de Poisson (abundancia) ($p=2e-16$) y la logística (prevalencia) ($p=1,14e-06$) (Figs. 2.10-2.11).



Figuras 2.8-2.9. Gráficos de puntos (matplots) de abundancia total (2.8) y prevalencia total (2.9) por estación del año de Anisakidae gen. et sp. (Nematoda) del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut. Línea azul entera corresponden al Golfo Nuevo (GN) y línea roja punteada corresponden al Golfo San José (GSJ).

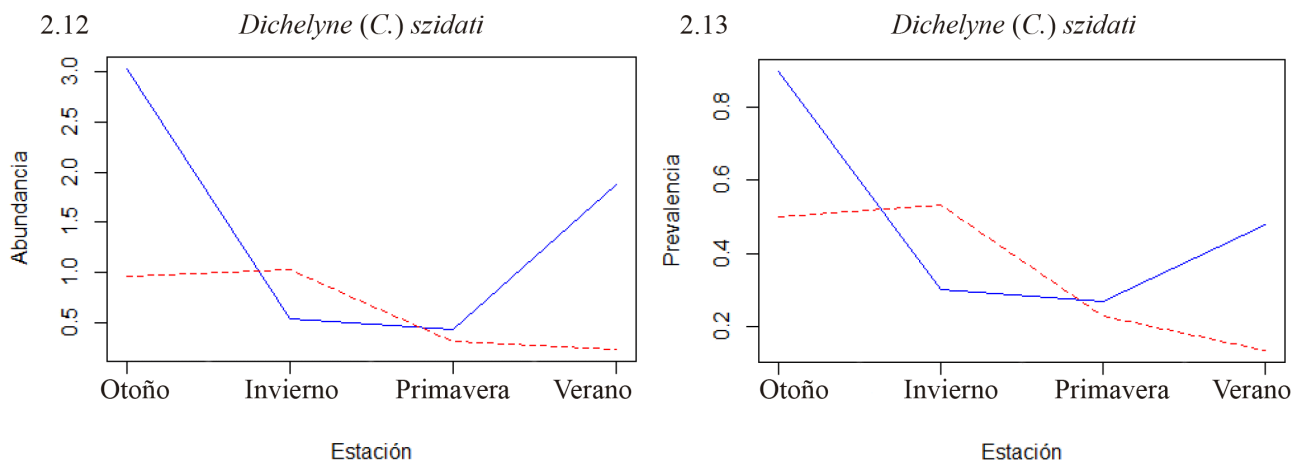


Figuras 2.10-2.11. Gráficos de regresión de Poisson para la abundancia (2.10) y de regresión logística para la prevalencia total (2.11) de Anisakidae gen. et sp. (Nematoda) del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.

Dichelyne (Cucullanellus) szidati (NEMATODA) (Figuras 2.12-2.13)

El mejor modelo seleccionado para explicar la variación en la **abundancia** incluyó todas las variables y las interacciones, excepto Golfo*Sexo; por otra parte, el mejor modelo para explicar la variación en la **prevalencia** incluyó todas las variables y la interacción Golfo*Estación. La interacción Golfo*Estación ($p \leq 0,002$) y la longitud total ($p \leq 0,05$) fueron significativas para ambos modelos (Tablas 2.4, 2.5). Tanto la abundancia como la prevalencia fueron mayores en el Golfo Nuevo, presentando valores máximos en otoño (Figs. 2.12, 2.13). En el Golfo Nuevo se observó una abundancia mayor en otoño (3,03) y verano (1,88), mientras que las abundancias menores se obtuvieron en invierno (0,53) y en primavera (0,43). En el Golfo San José la abundancia fue mayor en invierno (1,03) y en otoño (0,97) y mínima en primavera (0,32) y verano (0,23). La prevalencia en el Golfo Nuevo fue máxima en otoño (0,90) y, mínima en invierno (0,30) y primavera (0,27); y en el Golfo San José la prevalencia fue máxima en otoño (0,50) e invierno (0,53) y mínima en primavera (0,23) y verano (0,13).

La longitud total resultó significativa en los modelos seleccionados para la abundancia ($p = 0,02$) y la prevalencia ($p = 0,05$) respectivamente (Tablas 2.4, 2.5).



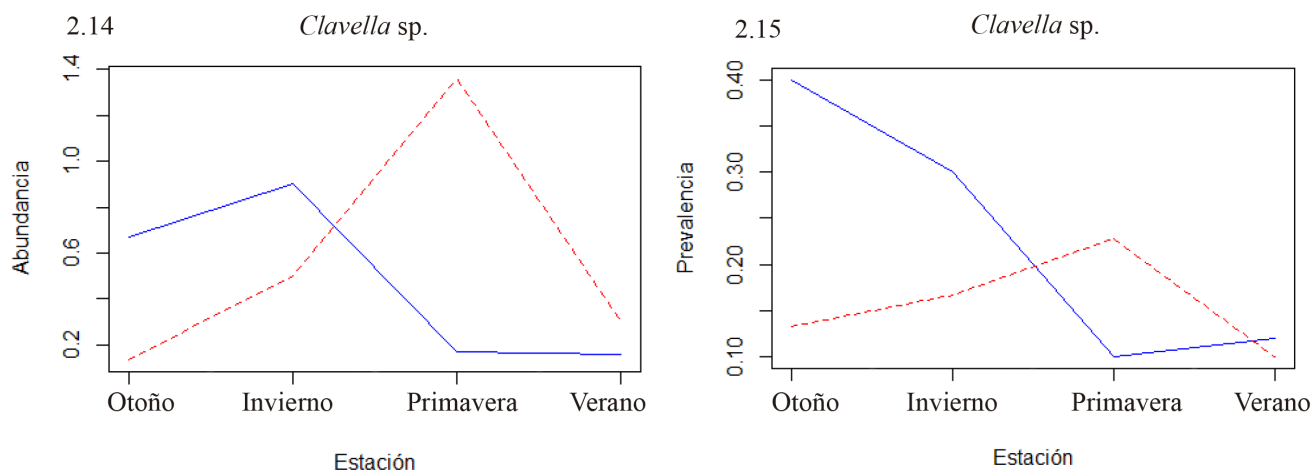
Figuras 2.12-2.13. Gráficos de puntos (matplots) de abundancia total por estación (2.12) y prevalencia total (2.13) por estación de *Dichelyne (C.) szidati* (Nematoda) del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut. Línea azul entera corresponden al Golfo Nuevo (GN) y línea roja punteada corresponden al Golfo San José (GSJ).

Clavella sp. (COPEPODA) (Figuras 2.14-2.15)

El mejor modelo seleccionado para explicar la variación en la **abundancia** incluyó todas las variables y las interacciones a excepción del Sexo. Sin embargo, sólo existieron efectos significativos de la interacción Golfo*Estación (Tabla 2.4), específicamente en primavera ($p=0,03$). En el Golfo Nuevo, se observó la mayor abundancia en invierno (0,90) y la mínima en primavera (0,17) y verano (0,16). Sin embargo, en el Golfo San José las abundancias fueron bajas en todas las estaciones a excepción de la primavera donde se observó la abundancia máxima (1,36) (Fig. 2.14).

Por el contrario, el mejor modelo seleccionado para explicar la variación en la **prevalencia** incluyó Golfo, Estación y LT (Tabla 2.5) y sólo se observaron diferencias significativas con la estación del año ($p=0,05$). En el Golfo Nuevo se observaron las mayores prevalencias en todas las estaciones (otoño=0,40; invierno=0,30 y verano=0,12), excepto en primavera, que fue mayor en el Golfo San José (0,23) (Fig. 2.15).

No se obtuvieron diferencias significativas con la longitud total en los modelos seleccionados (Tablas 2.4, 2.5).

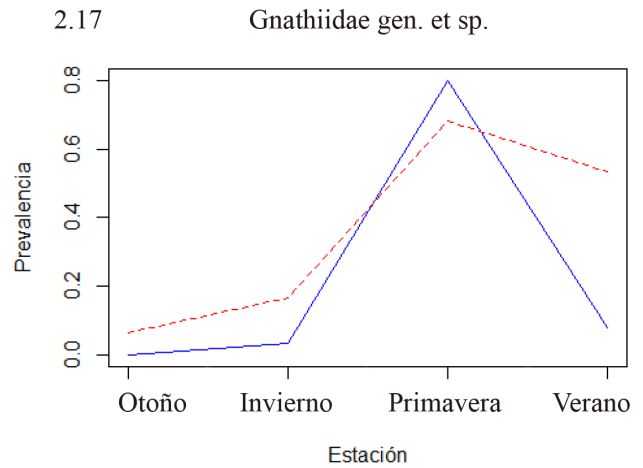
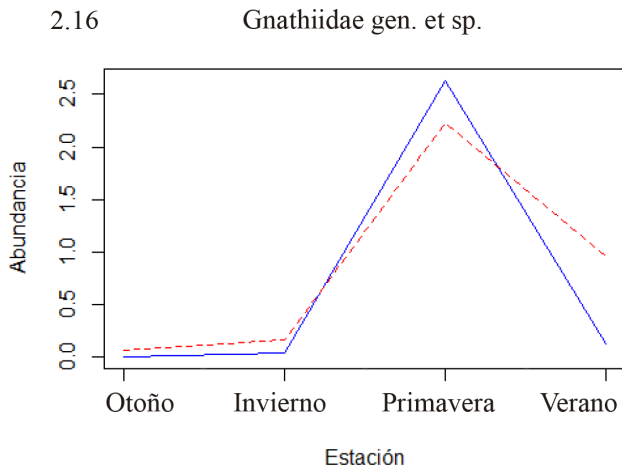


Figuras 2.14-2.15. Gráficos de líneas (matplots) de abundancia (2.14) y prevalencia total (2.15) por estación de *Clavella* sp. (Copepoda) del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut. Línea azul entera corresponden al Golfo Nuevo (GN) y línea roja punteada corresponden al Golfo San José (GSJ).

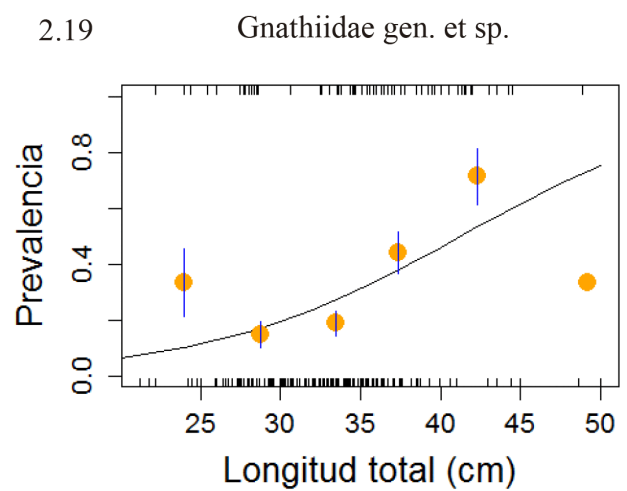
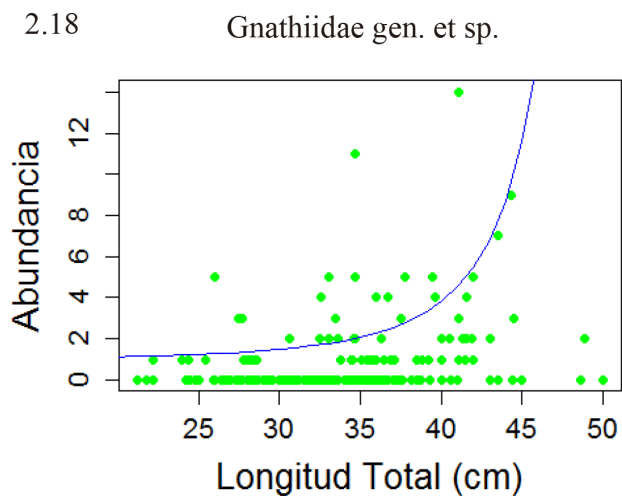
Gnathiidae gen. et sp. (ISOPODA) (Figuras 2.16-2.19)

El mejor modelo seleccionado para explicar la variación en la **abundancia** incluyó todas las variables y las interacciones; mientras que para explicar la variación en la prevalencia incluyó todas las variables, excepto el Sexo, y la interacción Golfo *Estación. Las variables explicativas Golfo ($p=0,04$), Estación ($p=0,0004$), LT ($p=0,005$) y Sexo ($p=0,03$) fueron significativas para el modelo de abundancia (Tabla 2.4) y la Estación ($p=0,0003$) y la longitud total ($p=0,03$) fueron significativas para el modelo de **prevalencia** (Tabla 2.5). La abundancia fue mayor en el Golfo San José. En ambos golfos la abundancia y la prevalencia fue mayor en primavera (Figs. 2.16, 2.17). La prevalencia siguió el mismo patrón que la abundancia, en ambos golfos con un pico en primavera, siendo mayor en el Golfo Nuevo y con mínimas prevalencias en otoño e invierno, mientras que en el verano fue mayor en el Golfo San José.

La longitud total resultó significativa en los modelos seleccionados para la abundancia ($p=0,005$) y la prevalencia ($p=0,03$), respectivamente (Tabla 2.5). Estas significancias fueron corroboradas con la regresión de Poisson (abundancia) ($p=1,04e-06$) y la logística (prevalencia) ($p=0,0001$) (Figs. 2.18-2.19).



Figuras 2.16-2.17. Gráficos (matplots) de puntos de abundancia (2.16) y prevalencia total (2.17) por estación de Gnathiidae gen. et sp. (Isopoda) del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut. Línea azul entera corresponden al Golfo Nuevo (GN) y línea roja punteada corresponden al Golfo San José (GSJ).



Figuras 2.18-2.19. Gráficos de regresión de Poisson para la abundancia (2.18) y de regresión logística para la prevalencia total (2.19) de Gnathiidae gen. et sp. de *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut.

Tabla 2.4. Modelos Lineales Generalizados (GLMs) seleccionados para la abundancia de las poblaciones de parásitos del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) en los golfos norpatagónicos. En rojo y negrita se indican aquellos resultados que fueron estadísticamente significativos.

ABUNDANCIA DE PARÁSITOS		Coeficientes del modelo					
Mejor modelo		Valor estimado	Error estándar	Valor t	Valor Pr(> t)		
MONOGENOIDEA							
<i>Allobenedenia dischizosepta</i> Estadio: adulto Sitio de infección: branquias	Golfo+Estación+LT+Sexo+Golfo*Estación	Intercepto*	-0,29	0,64	-0,46	0,64	
		GSJ	-2,11	0,49	-4,32	2,39e ⁻⁰⁵	
		Estación otoño	0,01	0,23	0,06	0,95	
		Estación primavera	-2,57	0,53	-4,89	1,96e ⁻⁰⁶	
		Estación verano	0,05	0,24	0,19	0,85	
		LT	0,04	0,02	2,33	0,02	
		Sexo M	0,20	0,15	1,33	0,18	
		GSJ: Estación otoño	1,39	0,56	2,48	0,01	
		GSJ: Estación primavera	4,12	0,73	5,65	5,03e ⁻⁰⁸	
		GSJ: Estación verano	1,42	0,58	2,47	0,02	
DIGENEA							
<i>Proisorhynchus</i> sp, Estadio: metacercaria Sitio de infección: aletas, ojos, branquias, corazón	Golfo+Estación+LT+Sexo+Golfo*Estación+ Golfo*LT	Intercepto*	2,21	1,11	1,98	0,05	
		GSJ	2,43	1,38	1,76	0,08	
		Estación otoño	-0,61	0,34	-1,79	0,08	
		Estación primavera	-1,48	0,48	-3,11	0,002	
		Estación verano	0,5	0,29	1,73	0,09	
		LT	0,04	0,03	1,27	0,21	
		Sexo M	-0,14	0,16	-0,92	0,36	
		GSJ: Estación otoño	-0,36	0,46	-0,8	0,43	
		GSJ: Estación primavera	1,06	0,57	1,85	0,007	
		GSJ: Estación verano	-1,06	0,38	-2,76	0,006	
		GSJ: LT	-0,05	0,04	-1,25	0,21	
		ACANTHOCEPHALA					
		<i>Corynosoma</i> sp, Estadio: cistacanta Sitio de infección: mesenterio	Golfo+Estación+LT+Sexo+Golfo*Estación+ Golfo*LT	Intercepto*	-1,46	0,75	-1,94
GSJ	-0,72			0,86	-0,84	0,40	
Estación invierno	-0,13			0,21	-0,63	0,53	
Estación primavera	0,01			0,24	0,05	0,96	
Estación verano	-2,34			0,52	-4,29	1,81e ⁻⁰⁵	

		LT	0,06	0,02	2,82	0,005
		Sexo M	-0,23	0,09	-2,41	0,02
		GSJ: Estación invierno	-0,98	0,31	-3,20	0,001
		GSJ: Estación primavera	0,56	0,27	2,04	0,04
		GSJ: Estación verano	1,20	0,58	2,06	0,04
		GSJ: LT	0,04	0,02	1,49	0,14
NEMATODA						
Anisakidae gen, et sp,	Golfo+Estación+LT+Golfo*Estación+Golfo*LT	Intercepto*	-1,7	0,79	-2,14	0,03
Estadio: larva III		GSJ	-1,98	0,98	-2,02	0,05
Sitio de infección: mesenterio		Estación otoño	-0,02	0,23	-0,1	0,92
músculo		Estación primavera	-0,18	0,26	-0,69	0,49
		Estación verano	-0,51	0,31	-1,66	0,1
		LT	0,11	0,02	4,64	6,04e⁻⁰⁶
		GSJ: Estación otoño	0,1	0,35	0,29	0,77
		GSJ: Estación primavera	0,42	0,37	1,15	0,25
		GSJ: Estación verano	0,78	0,43	1,8	0,07
		GSJ: LT	0,05	0,03	1,78	0,08
	Golfo+Estación+LT+Sexo+Golfo*Estación+Golfo*LT	Intercepto*	-3,05	1,14	-2,67	0,008
<i>Dichelyne (C.) szidati</i>		GSJ	3,19	1,72	1,86	0,06
Estadio: adulto		Estación otoño	1,82	0,42	4,35	2,11e⁻⁰⁵
Sitio de infección: intestino		Estación primavera	-0,61	0,62	-0,99	0,33
		Estación verano	1,44	0,45	3,2	0,002
		LT	0,08	0,03	2,38	0,02
		Sexo M	-0,33	0,2	-1,61	0,11
		GSJ: Estación otoño	-1,89	0,59	-3,19	0,002
		GSJ: Estación primavera	-0,62	0,91	-0,68	0,5
		GSJ: Estación verano	-3,01	0,8	-3,77	0,0002
		GSJ: LT	-0,07	0,05	-1,46	0,15
COPEPODA						
<i>Clavella</i> sp,	Golfo+Estación+LT+Golfo*Estación+Golfo* LT	Intercepto*	2,04	2,81	0,72	0,47
Estadio: adulto		GSJ	1,9	3,53	0,54	0,59
Sitio de infección: aletas		Estación otoño	-0,37	0,61	-0,61	0,54
		Estación primavera	-1,26	1,13	-1,11	0,27

ISOPODA	Gnathiidae gen, et sp, Estadio: larva praniza Sitio de infección: superficie corporal, aletas	Golfo+Estación+LT+Sexo+Golfo*Estación+ Golfo*LT	Estación verano	-1,92	1,13	-1,7	0,09
			LT	-0,07	0,09	-0,76	0,45
			GSJ: Estación otoño	-0,53	1,31	-0,4	0,69
			GSJ: Estación primavera	2,82	1,32	2,13	0,03
			GSJ: Estación verano	0,92	1,44	0,64	0,52
			GSJ: LT	-0,09	0,11	-0,78	0,44
			Intercepto*	-6,59	1,46	-4,52	6,28e⁻⁰⁶
			GSJ	3,59	1,75	2,05	0,04
			Estación otoño	-14,76	978,68	-0,02	0,99
			Estación primavera	3,62	1,03	3,51	0,0004
			Estación verano	1,46	1,16	1,27	0,21
			LT	0,09	0,03	2,83	0,005
			Sexo M	0,39	0,18	2,23	0,03
			GSJ: Estación otoño	-0,06	0,04	-1,47	0,14
			GSJ: Estación primavera	13,74	978,68	0,01	0,99
			GSJ: Estación verano	-1,1	1,14	-0,97	0,33
			GSJ: LT	0,5	1,26	0,4	0,69

*Los niveles que se contemplan en el intercepto son: Golfo Nuevo, Estación invierno (otoño en *Corynosoma* sp.) y Sexo hembra. **Abreviatura:** GSJ: Golfo San José.

Tabla 2.5. Modelos Lineales Generalizados (GLMs) seleccionados para la prevalencia de las poblaciones de parásitos del mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) en los golfos norpatagónicos. En rojo y negrita se indican aquellos resultados que fueron estadísticamente significativos.

PREVALENCIA DE PARÁSITOS	Mejor modelo		Coeficientes del modelo			
			Valor estimado	Error estándar	Valor z	Valor Pr(> z)
MONOGENOIDEA						
<i>Allobenedenia dischizosepta</i>		Intercepto*	-1,01	1,48	-0,68	0,49
Estadio: adulto		GSJ	-2,93	0,67	-4,34	1,40e⁻⁰⁵
Sitio de infección: branquias	Golfo+Estación+LT+Golfo*Estación	Estación otoño	1,85	1,13	1,64	0,10
		Estación primavera	-3,79	0,77	-4,93	8,25e⁻⁰⁷
		Estación verano	-0,24	0,69	-0,34	0,73
		LT	0,08	0,04	1,86	0,06
		GSJ: Estación otoño	0,18	1,29	0,14	0,89
		GSJ: Estación primavera	6,42	1,03	6,25	4,23e⁻¹⁰
		GSJ: Estación verano	1,63	0,9	1,8	0,07
DIGENEA						
<i>Proisorhynchus</i> sp,		Intercepto*	18,19	4,84	3,76	0,0002
Estadio: metacercaria	Golfo+LT+Golfo*LT	GSJ	-17,66	5,42	-3,26	0,001
Sitio de infección: aletas, ojos,		LT	-0,39	0,12	-3,33	0,001
branquias, corazón		GSJ: LT	0,47	0,14	3,3	0,001
ACANTHOCEPHALA						
<i>Corynosoma</i> sp,		Intercepto*	-1,56	1,37	-1,14	0,26
Estadio: cistacanta	Golfo+Estación+LT+Golfo*Estación	GSJ	0,91	0,63	1,44	0,15
Sitio de infección: mesenterio		Estación invierno	-0,06	0,54	-0,12	0,91
		Estación primavera	-0,19	0,63	-0,31	0,76
		Estación verano	-2,46	0,73	-3,39	0,0007
		LT	0,07	0,04	1,59	0,11
		GSJ: Estación invierno	-1,64	0,83	-1,97	0,05
		GSJ: Estación primavera	0,38	1,01	0,37	0,71
		GSJ: Estación verano	0,54	0,98	0,55	0,58
NEMATODA						
Anisakidae gen, et sp,		Intercepto*	-4,09	1,83	-2,24	0,03
Estadio: larva III	Golfo+Estación+LT+Golfo*Estación	GSJ	-1,66	0,85	-1,96	0,05

Sitio de infección: mesenterio músculo		Estación otoño	-0,8	0,9	-0,9	0,37
		Estación primavera	-1,78	1,02	-1,74	0,08
		Estación verano	-1,59	0,87	-1,83	0,07
		LT	0,21	3,95	3,95	7,94e-05
		GSJ: Estación otoño	0,97	1,11	1,11	0,38
		GSJ: Estación primavera	2,71	1,32	2,06	0,04
		GSJ: Estación verano	2,06	1,04	1,98	0,05
<i>Dichelyne szidati</i> Estadio: adulto Sitio de infección: intestino	Golfo+Estación+LT+Sexo+Golfo*Estación	Intercepto*	-3,25	1,37	-2,36	0,018
		GSJ	1,23	0,56	2,19	0,028
		Estación otoño	3,28	0,75	4,4	1,10e-05
		Estación primavera	-0,5	0,64	-0,79	0,43
		Estación verano	1	0,58	1,71	0,09
		LT	0,08	0,04	1,99	0,05
		Sexo M	-0,6	0,32	-1,86	0,06
		GSJ: Estación otoño	-3,67	0,94	-3,93	8,62e-05
		GSJ: Estación primavera	-1,33	0,88	-1,5	0,13
		GSJ: Estación verano	-2,98	0,88	-3,38	0,0007
		COPEPODA				
<i>Clavella</i> sp, Estadio: adulto Sitio de infección: aletas	Golfo+Estación+LT	Intercepto*	1,33	1,48	0,9	0,37
		GSJ	-0,61	0,35	-1,72	0,09
		Estación otoño	0,23	0,43	0,54	0,59
		Estación primavera	-0,17	0,55	-0,31	0,76
		Estación verano	-1,11	0,55	-2	0,05
		LT	-0,07	0,04	-1,57	0,12
ISOPODA						
Gnathiidae gen, et sp, Estadio: larva praniza Sitio de infección: superficie corporal, aletas	Golfo+Estación+LT+Golfo*Estación	Intercepto	-6,9	1,96	-3,51	0,0004
		GSJ	1,89	1,13	1,67	0,1
		Estación otoño	-15,12	1174,41	-0,01	0,99
		Estación primavera	4,13	1,15	3,6	0,0003
		Estación verano	1,16	1,26	0,92	0,36
		LT	0,11	0,05	2,13	0,03
		GSJ: Estación otoño	13,64	1174,41	0,01	0,99

GSJ: Estación primavera	-2,09	1,32	-1,59	0,11
GSJ: Estación verano	0,97	1,41	0,69	0,49

*Los niveles que se contemplan en el intercepto son: Golfo Nuevo, Estación invierno (otoño en *Corynosoma* sp.) y Sexo hembra. **Abreviatura:** GSJ: Golfo San José.

En la Tabla 2.6 se observa un resumen de los resultados de los modelos seleccionados tanto para la abundancia como para la prevalencia de las siete especies de parásitos más prevalentes halladas en el mero de los golfos norpatagónicos.

Tabla 2.6. Resumen de la significancia de los Modelos Lineales Generalizados (GLMs) seleccionados para la abundancia y la prevalencia de las siete especies parásitas más prevalentes de *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) de los golfos norpatagónicos.

Especies de parásitos/Variab	Abundancia						Prevalencia					
	Golfo	Estación	LT	Sexo	Golfo*Estación	Golfo*LT	Golfo	Estación	LT	Sexo	Golfo*Estación	Golfo*LT
MONOGENOIDEA												
<i>Allobenedenia dischizosepta</i>	si	si (p)	si	no	si (o, p, v)	no	si	si (p)	no	no	si (p)	no
DIGENEA												
<i>Prosorhynchus</i> sp.	no	si (p)	no	no	si (v)	no	si	no	si	no	no	si
ACANTHOCEPHALA												
<i>Corynosoma</i> sp.	no	si (v)	si	si	si (i, p,v)	no	no	si (v)	no	no	si (i)	no
NEMATODA												
Anisakidae gen. et sp.	si	no	si	no	no	no	si	no	si	no	si (p, v)	no
<i>Dichelyne (C) szidati</i>	no	si (o, v)	si	no	si (o, v)	no	si	si (o)	si	no	si (o, v)	no
COPEPODA												
<i>Clavella</i> sp.	no	no	no	no	si (p)	no	no	si (v)	no	no	no	no
ISOPODA												
Gnathiidae gen. et sp.	si	si (p)	si	si	no	no	no	si (p)	si	no	no	no

La significancia de la variación de la abundancia y la prevalencia de las especies parásitas con las distintas variables fue indicada con un **si** y entre paréntesis las estaciones que fueron significativamente diferentes; y se indicó con un **no** en donde la variación de la abundancia y de la prevalencia no presentaron diferencias significativas con las distintas variables.

Análisis de similitud para determinar si existen distintos stocks de meros en los golfos norpatagónicos

Análisis de similitud a nivel infracomunitario (Figuras 2.20-2.21)

El ordenamiento de las infracomunidades de parásitos de larga permanencia en Golfo Nuevo, basado en remuestreos (Fig. 2.20) mostró un patrón aparente de separación de las muestras, sustancialmente no azaroso, como indicó su bajo nivel de estrés (0,05). Los meros capturados en verano en Punta Este resultaron estar claramente separados del resto de las muestras del mismo sitio (otoño e invierno), las que por su parte conformaron un grupo aparentemente homogéneo junto a la muestra de Bahía Cracker, que fue obtenida en primavera. En el caso de las muestras del Golfo San José, las mismas resultaron estar distribuidas de una forma más homogénea (Fig. 2.21), también con un bajo nivel de estrés (0,06). De la misma manera, en este golfo, las muestras de otoño e invierno del mismo sitio (Punta Gales), resultaron más similares a las capturadas en otros sitios (primavera-Punta Logarítimo y verano-Fondeadero San Román, respectivamente) que entre ellas.

Los patrones observados en los ordenamientos fueron confirmados por los resultados de los análisis de la varianza de los mismos (Tabla 2.7). En ambos golfos se observó un efecto significativo de la longitud total de los peces sobre la estructura de las infracomunidades. Sin embargo, una vez considerada la influencia de esta variable, se hallaron diferencias significativas entre las muestras. La falta de interacción entre la longitud total de los peces y el sitio indica que ocurren patrones acumulativos similares en todas las muestras. En ambos casos, las diferencias observadas no se debieron a diferencias en la dispersión de los datos [$F_{3,10}: 0,85$; $p(\text{perm}) > 0,05$ para Golfo Nuevo y $F_{3,98}: 0,27$; $p(\text{perm}) > 0,05$ para Golfo San José]. Las comparaciones de a pares a posteriori demostraron que en el Golfo Nuevo las diferencias estuvieron dadas por la muestra de verano, mientras que en el Golfo San José por la muestra de primavera (Tabla 2.8).

2.20

MDS No Métrico
Semejanza: Similitud Bray-Curtis

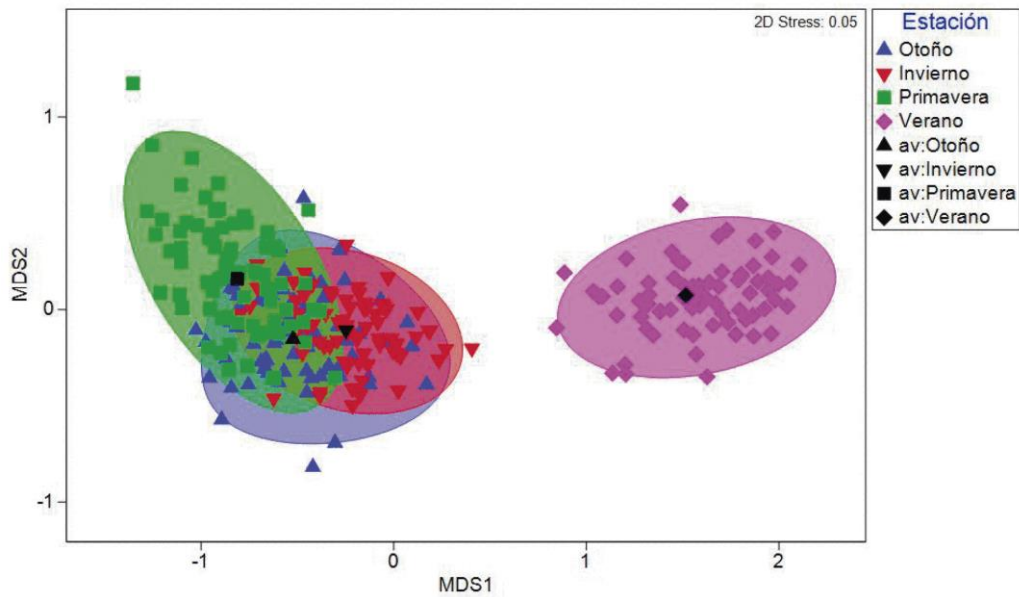
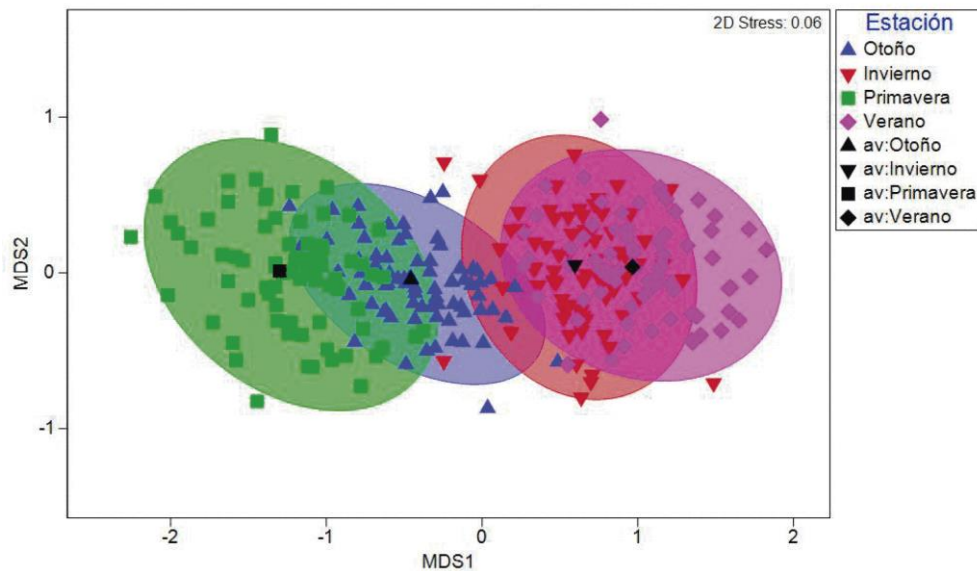


Figura 2.20. Escalamiento multidimensional no métrico basado en remuestreos (50 repeticiones) de las infracomunidades de parásitos de larga permanencia en cuatro muestras de mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) provenientes del Golfo Nuevo, provincia del Chubut, basado en valores de similitud de Bray-Curtis de las abundancias parasitarias transformadas mediante raíz cuadrada. Los símbolos en color representan los centroides de cada repetición y los símbolos negros representan los centroides de todas las repeticiones. Las áreas corresponden a las regiones de confianza de 95%.

2.21

MDS No Métrico
Semejanza: Similitud Bray-Curtis



Figuras 2.21. Escalamiento multidimensional no métrico basado en remuestreos (50 repeticiones) de las infracomunidades de parásitos de larga permanencia en cuatro muestras de mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) provenientes del Golfo San José, provincia del Chubut, basado en valores de similitud de Bray-Curtis de las abundancias parasitarias transformadas mediante raíz cuadrada. Los símbolos en color representan los centroides de cada repetición y los símbolos negros representan los centroides de todas las repeticiones. Las áreas corresponden a las regiones de confianza de 95%.

Tabla 2.7. Resultados de análisis de PERMANOVA de un factor de la raíz cuadrada de la abundancia de parásitos de larga permanencia entre infracomunidades de mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) de los golfos norpatagónicos. Análisis basados en similitud de Bray-Curtis introduciendo la longitud total de los peces como covariable. Significancia obtenida luego de 9999 permutaciones. En rojo y negrita se indican aquellos resultados que fueron estadísticamente significativos. Abreviaturas: LT= longitud total.

Golfo	Variable	gl	ss	ms	Pseudo F	p(perm)
Nuevo	LT	1	12985	12985	9,76	<0,001
	Sitio	3	16044	5348,1	4,02	<0,001
	LT x Sitio	3	4242,4	1414,1	1,06	>0,05
	Residual	100	1,33 e ⁵	1330		
	Total	107	1,66 e ⁵			
San José	LT	1	33005	33005	21,43	<0,001
	Sitio	3	9647	3215,7	2,09	0,0231
	LT x Sitio	3	6435,3	2145,1	1,39	>0,05
	Residual	94	1,45 e ⁵	1539,8		
	Total	101	1,94 e ⁵			

Tabla 2.8. Resultados de comparaciones a posteriori de pares de la raíz cuadrada de la abundancia de parásitos de larga permanencia entre infracomunidades de mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) de los golfos norpatagónicos. Análisis basados en similitud de Bray-Curtis introduciendo la longitud total de los peces como covariable. Significancia obtenida luego de 9999 permutaciones. En rojo y negrita se indican aquellos resultados que fueron estadísticamente significativos.

Comparaciones	Golfo Nuevo		Golfo San José	
	t	p (perm)	t	p (perm)
otoño-invierno	0,61	0,75	1,22	0,22
otoño-primavera	1,15	0,27	0,88	0,53
otoño-verano	3,25	0,0001	1,47	0,085
invierno-primavera	0,89	0,51	1,98	0,008
invierno-verano	2,62	0,001	0,44	0,87
primavera-verano	1,54	0,062	1,98	0,004

Análisis de similitud a nivel de comunidad componente (Figuras 2.22-2.25)

Los resultados de escalamientos multidimensionales no métricos (nMDS) y de los agrupamientos jerárquicos aglomerativos sobre los datos de abundancia media mostraron agrupamientos de las muestras que no tuvieron relación con los golfos ni con las estaciones (estrés= 0,01) (Figs. 2.22, 2.23). La superposición de la longitud total de los peces como variable explicativa demostró el efecto de la misma sobre la distribución de las muestras, siendo su vector casi paralelo al primer eje, a lo largo del cual se observó la mayor dispersión de los datos. En efecto, los agrupamientos de las muestras siguieron un patrón que representa las longitudes totales promedio de las mismas. En cuanto a los valores de prevalencia, los resultados de nMDS y de agrupamiento mostraron un patrón

similar al evidenciado por las abundancias medias (Fig. 2.24, 2.25), aunque en este caso las muestras de longitudes totales intermedias fueron más similares a las caracterizadas por longitudes totales mayores.

2.22

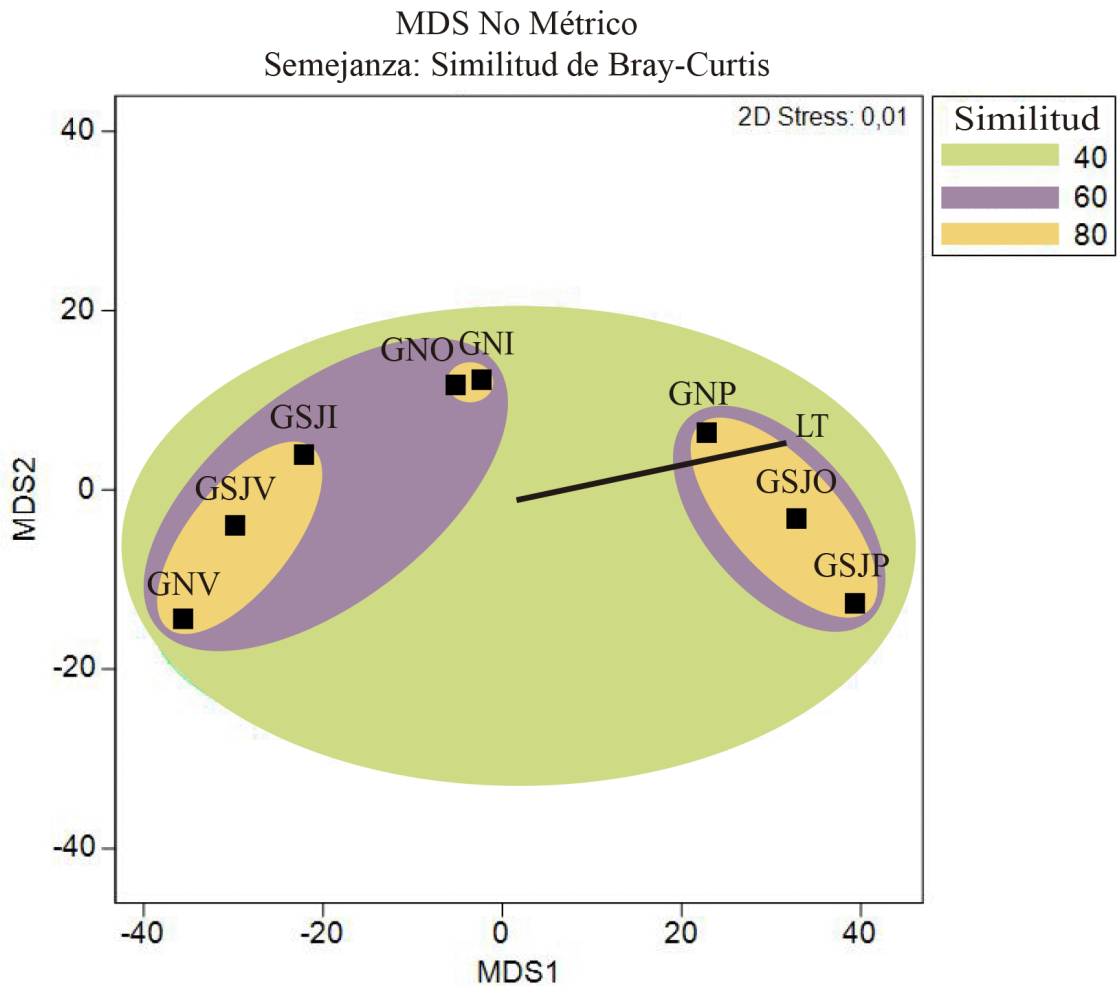


Figura 2.22. Escalamiento multidimensional no métrico de las comunidades componentes de parásitos persistentes en ocho muestras de mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) provenientes de los golfos norpatagónicos, basado en valores de similitud de Bray-Curtis de las abundancias medias parasitarias transformadas mediante raíz cuadrada. Abreviaturas: GNI: Golfo Nuevo invierno, GNO: Golfo Nuevo otoño, GNP: Golfo Nuevo primavera, GNV: Golfo Nuevo verano, GSJI: Golfo San José invierno, GSJO; Golfo San José otoño, GSJP: Golfo San José primavera, GSJV: Golfo San José verano.

2.23 Agrupamientos promedio según la abundancia media de los parásitos
Semejanza: Similitud Bray-Curtis

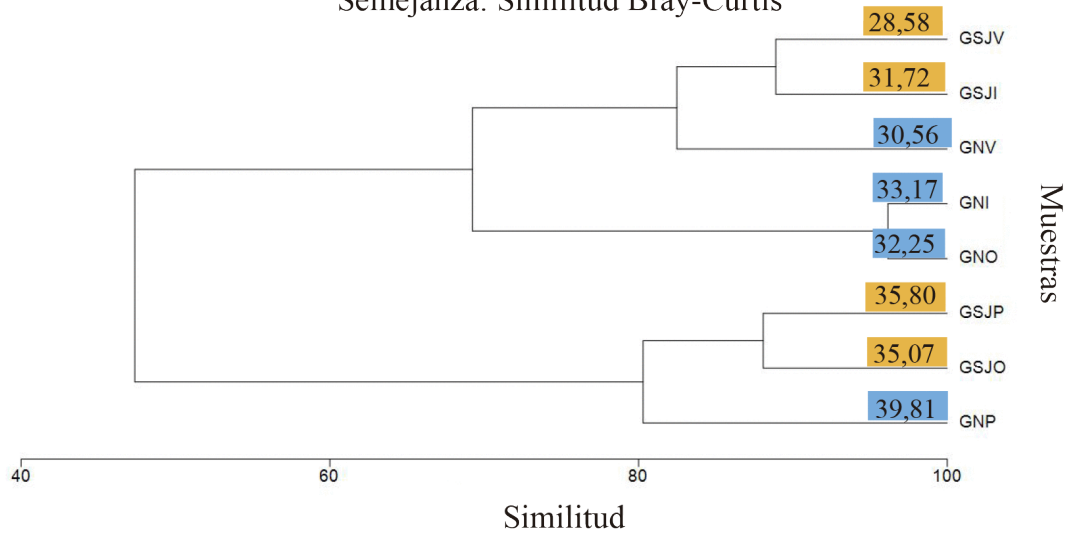


Figura 2.23. Cladogramas de similitud de las comunidades componentes de parásitos persistentes en ocho muestras de mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) provenientes de los golfos norpatagónicos, basado en valores de similitud de Bray-Curtis de las abundancias medias parasitarias transformadas mediante raíz cuadrada. Abreviaturas: GNI: Golfo Nuevo invierno, GNO: Golfo Nuevo otoño, GNP: Golfo Nuevo primavera, GNV: Golfo Nuevo verano, GSJI: Golfo San José invierno, GSJO: Golfo San José otoño, GSJP: Golfo San José primavera, GSJV: Golfo San José verano. Las longitudes totales medias de los peces de cada muestra se incluyen al lado de la sigla de cada sitio.

2.24

MDS No Métrico
Semejanza: Similitud Bray-Curtis

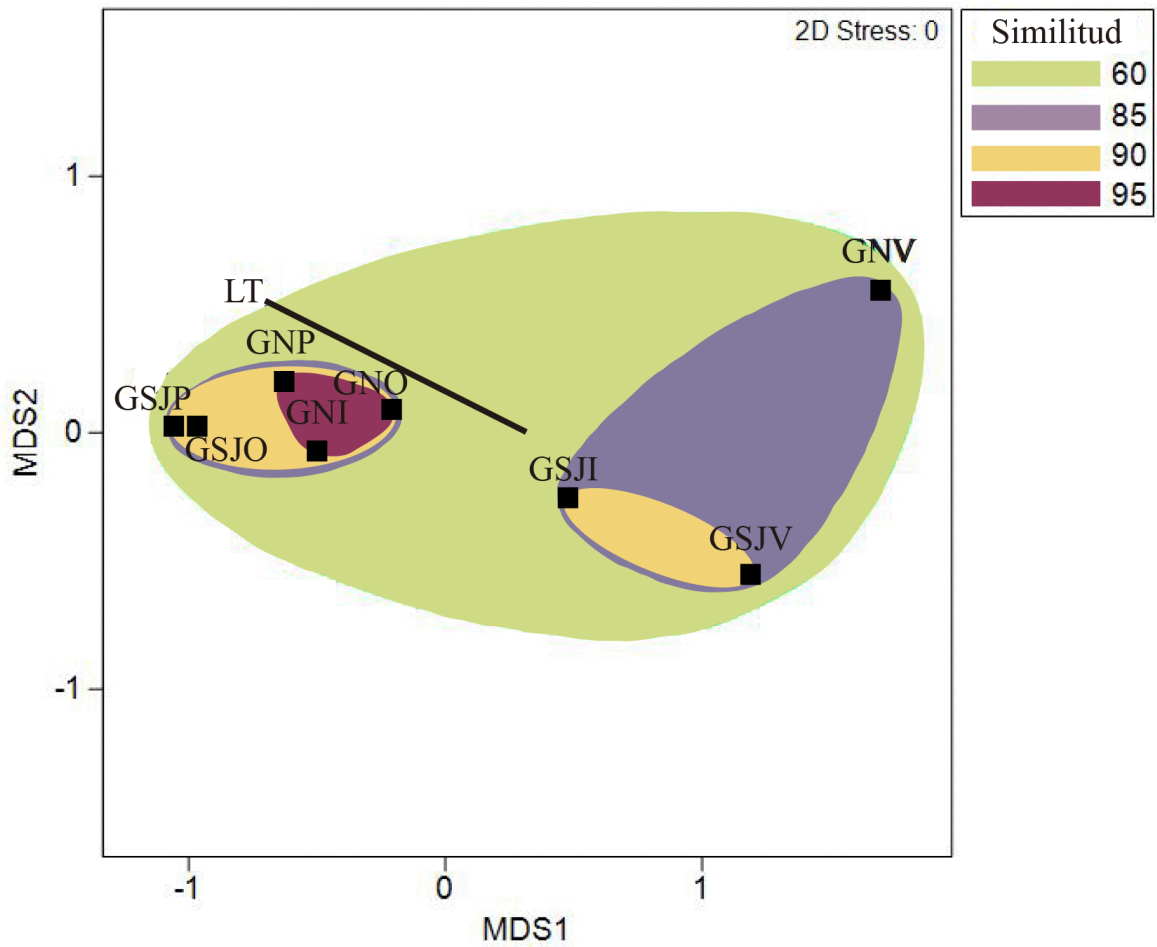


Figura 2.24. Escalamiento multidimensional no métrico de las comunidades componentes de parásitos persistentes en ocho muestras de mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) provenientes de los golfos norpatagónicos, basado en valores de similitud de Bray-Curtis de las prevalencias parasitarias transformadas mediante raíz cuadrada. Abreviaturas: GNI: Golfo Nuevo invierno, GNO: Golfo Nuevo otoño, GNP: Golfo Nuevo primavera, GNV: Golfo Nuevo verano, GSJI: Golfo San José invierno, GSJO; Golfo San José otoño, GSJP: Golfo San José primavera, GSJV: Golfo San José verano.

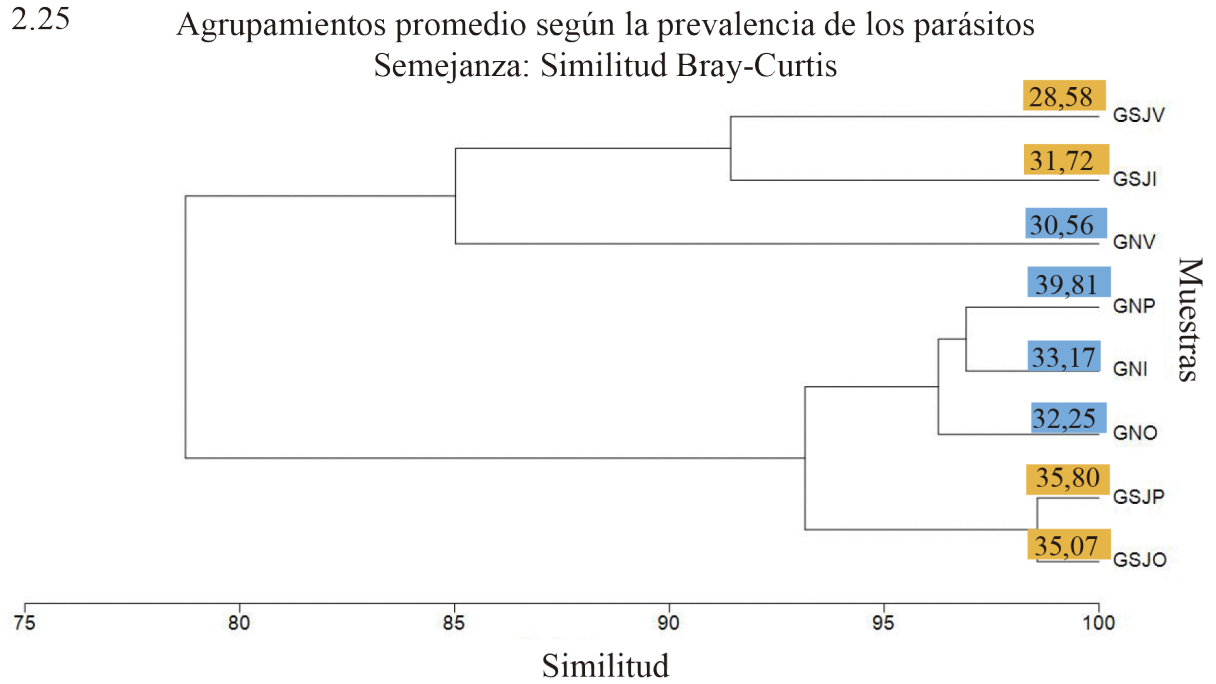


Figura 2.25. Cladogramas de similitud de las comunidades componentes de parásitos persistentes en ocho muestras de mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae) provenientes de los golfos norpatagónicos, basado en valores de similitud de Bray-Curtis de las prevalencias parasitarias transformadas mediante raíz cuadrada. Abreviaturas: GNI: Golfo Nuevo invierno, GNO: Golfo Nuevo otoño, GNP: Golfo Nuevo primavera, GNV: Golfo Nuevo verano, GSJI: Golfo San José invierno, GSJO: Golfo San José otoño, GSJP: Golfo San José primavera, GSJV: Golfo San José verano. Las longitudes totales medias de los peces de cada muestra se incluyen al lado de la sigla de cada sitio.

DISCUSIÓN

En este capítulo de la tesis se analizaron los datos de los parásitos hallados en el mero de los golfos norpatagónicos de modo cuantitativo, a nivel de población y de comunidad (infracomunidad y comunidad componente). El presente estudio constituye el primer reporte de la composición y distribución de fauna parasitaria en las poblaciones de un pez de arrecife en Argentina.

La especie parásita más prevalente en ambos golfos fue la metacercaria *Prosorhynchus* sp. (Digenea), que utiliza al mero como segundo hospedador intermediario (2° HI). Esta metacercaria estuvo presente en todas las estaciones del año y sitios muestreados, presentando valores elevados de prevalencia, abundancia media e intensidad media. Los elevados valores podrían explicarse a partir de las cercanías de grandes bancos de bivalvos mitílidos (que actúan como primeros hospedadores intermediarios) a los refugios del mero. El hecho que el 1° HI sea un organismo sésil y que las cercarias no se transmitan tróficamente a los peces que actúan como 2°HI (las cercarias penetran activamente en el pez) restringe su potencialidad de dispersión, estando la misma focalizada en las proximidades de los bancos de bivalvos mitílidos y, por lo tanto, dependiendo de las características ambientales a microescalas espaciales. La abundancia de las metacercarias estaría influenciada por el golfo de origen y la estación. La abundancia fue mayor en el Golfo San José en todas las estaciones del año excepto en verano, donde fue mayor y máxima en el Golfo Nuevo. Esto podría explicarse porque en el Golfo San José los mitílidos forman bancos más densos (Orensanz et al., 2007; Bigatti & Penchaszadeh, 2008) y, por ende, habría más estadios infectivos (cercarias) cerca de los refugios de los meros. Esto conllevaría a una mayor tasa de infección de los mismos debido a que el mero se desplaza unos pocos metros desde sus refugios (Galván et al., 2009b; Irigoyen et al., 2013). Las prevalencias estuvieron influenciadas por el golfo y la longitud total de los peces; las metacercarias no presentaron estacionalidad evidente. Sin embargo, como el Golfo Nuevo presentó las mayores longitudes totales, también presentó las mayores prevalencias.

No se ha estudiado la patología que este parásito causa en las aletas de los peces, pero no debería descartarse la posibilidad de que se vea afectada la natación cuando las intensidades de infección son severas (por ejemplo, hasta 245 metacercarias por pez). Se ha demostrado, por ejemplo, que las metacercarias del trematode *Prosorhynchoides* sp. (Bucephalidae) afectan la capacidad de natación sostenida de juveniles de *Girella laevis* (Tschudi) en Chile. Los peces silvestres fueron infectados en condiciones de laboratorio con cercarias emitidas del mejillín *Perumytilus purpuratus*. Este resultado fue independiente de la longitud total de los peces, el factor de condición y la abundancia de trematodes. Por lo tanto, *Prosorhynchoides* sp. podría influir en la migración y

distribución de los peces (Rebolledo et al., 2014). Una especie de este mismo género fue hallada en los pejerreyes *Odontesthes smitti* [Golfo Nuevo: P=83,5%, Im= 103,7 (1–638); Golfo San José: P=95,4%, Im= 167,3 (2–690)] y *O. nigricans* [Golfo Nuevo: P=52,1%, Im= 17,53 (1–144); Golfo San José: P=45%, Im= 50,4 (1–222)] en el mismo área de estudio (Carballo et al., 2011), en donde presentaron altas prevalencias e intensidades principalmente se hallaron en aleta caudal, también en corazón, opérculos y ojos. Por lo expuesto, tanto los pejerreyes como el mero estarían afectados por estas metacercarias.

El segundo taxón más prevalente estuvo representado por miembros de la familia **Anisakidae** (Nematoda). Dentro de esta familia se identificaron larvas III que no pudieron ser identificadas a nivel genérico debido al deterioro ocasionado por el encapsulamiento del hospedador. Sin embargo, en su mayoría se trató de larvas de *Pseudoterranova cattani*, con una escasa representación de *Anisakis* sp. Son parásitos que se acumulan con el tiempo en sus hospedadores, en mesenterio o en músculo, hasta ser ingeridos por mamíferos marinos. La cápsula es originada por el hospedador como mecanismo de defensa y consiste en tejido conectivo formando una estructura similar a una vaina. Las vainas pueden mostrar procesos degenerativos, lo que lleva a una reducción de las cápsulas y los gusanos aparecen de color marrón (Kinne, 1984). Estas larvas se hallaron en los peces de todas las estaciones del año y sitios muestreados. El mero actúa como hospedador paraténico (de transporte y dispersión) de las mismas.

Estos nematodos son parásitos del tracto alimenticio de vertebrados acuáticos, con ciclos de vida indirectos que involucran varios hospedadores ubicados en diferentes niveles de las redes tróficas (Mattiucci et al., 2017). Los parásitos adultos viven en el estómago o intestino delgado de sus hospedadores definitivos (HD) cetáceos y pinnípedos marinos, en el caso de las dos especies consideradas en esta tesis, *P. cattani* y *Anisakis* sp. (Anderson, 2000; Hernández-Orts et al., 2013a); los huevos son liberados con las heces al medio acuático, en donde se desarrolla la larva I que muda a larva II; las larvas son ingeridas por un 1° HI invertebrado (crustáceo bentónico) en donde la larva muda a larva III; luego este HI es ingerido por hospedadores paraténicos (HP) (calamares y peces) en donde la larva III se dispersa y transporta por todo el medio acuático hasta alcanzar su HD (Anderson, 2000). En la zona de estudio no se conoce el 1° HI de *P. cattani*; con respecto al adulto, este se ha reportado en la zona de estudio en dos especies de otáridos y en un fócido (Hernández-Orts et al., 2013a). Cabe destacar que existen colonias de otáridos y de fócidos en las cercanías de todos los sitios muestreados en la presente tesis (Lewis et al., 1998; Crespo et al., 1999; Reyes & Crespo, 1999; Hernández-Orts et al., 2013b).

Como aún no se conoce la especie de *Anisakis* a la que pertenecen las larvas halladas en la presente tesis, no se puede suponer porqué las prevalencias halladas fueron bajas en comparación con las de *P. cattani*, que fueron mucho más altas. La abundancia de los anisákidos hallados estaría influenciada por el golfo de origen y por la longitud total de los peces. La abundancia estacional en cada golfo siguió un patrón muy similar, ya que no hubo diferencias significativas entre las estaciones. La abundancia total fue mayor en el Golfo Nuevo, estando influenciada por la longitud total, así, los meros más grandes capturados en primavera fueron los que presentaron las mayores abundancias. De manera similar, la prevalencia resultó influenciada por la longitud total, por el golfo y la estación (primavera, verano). En ambos golfos las prevalencias siguieron un patrón relacionado con la longitud total de los peces, lo que no representa una estacionalidad en las parasitosis. La significancia de la interacción del golfo con la estación estaría dada indirectamente por la longitud total y el golfo, ya que el máximo obtenido en primavera se debe a los meros más grandes y el mínimo obtenido en verano, se debe a que los meros fueron los más pequeños. Al igual que la abundancia, la prevalencia se incrementó con la longitud total. De hecho, se observaron regresiones significativas entre la longitud total y la abundancia y la prevalencia de nematodos anisákidos, confirmando patrones acumulativos con el tamaño/edad de los peces, tal como se ha documentado en estudios previos (Poulin, 2000; Cantatore & Timi, 2015).

En tercer lugar, en orden de prevalencia, se encuentra *Allobenedenia dischizosepta* (Monogeneoidea), que fue un parásito relativamente prevalente pero con intensidades relativamente bajas. Se halló en todas las estaciones del año y sitios muestreados. Este monogeneo presenta un ciclo de vida directo (sin hospedadores intermediarios), en el cual un huevo es liberado por el parásito adulto (alojado en la branquia), del huevo eclosiona un estadio de vida libre llamado oncomiracidio que se fija en la branquia de otro mero y desarrolla a adulto (Goater et al., 2014); de esta manera, esta especie puede infectar a los meros todo el año, pero su abundancia y prevalencia puede verse favorecida por ciertas condiciones medioambientales, como por ejemplo, el aumento de temperatura que se da en otoño en estos golfos, beneficiando el desarrollo y eclosión de los huevos, como se ha observado para otros monogeneos (Woo, 2006).

Tanto la abundancia como la prevalencia de este monogeneo estarían influenciadas por el golfo y la estación del año. A su vez, la abundancia estaría influenciada por la longitud total de los meros.

La abundancia y prevalencia mínimas observadas en el Golfo Nuevo en primavera (a pesar de que los meros de dichas muestras fueron los más grandes) podría deberse al efecto negativo del crecimiento anual del alga invasora *Undaria pinnatifida*. El alga se atasca en los arrecifes de bajo relieve ocupando el espacio de los refugios, alterando el hábitat (Irigoyen et al., 2011) y

posiblemente interfiriendo en la transmisión de estos parásitos. Por el contrario, la mayor abundancia en primavera en el Golfo San José podría deberse a la longitud total de los meros, que fue máxima en dicha estación.

La cuarta especie más prevalente estuvo representada por larvas cistacantas de ***Corynosoma* sp.** (Acanthocephala). Este parásito se halló en los meros de todas las estaciones del año y sitios muestreados. Las mayores abundancias y prevalencias de estas larvas, de larga permanencia, se registraron en otoño y primavera, y las menores en verano en ambos golfos, siguiendo el patrón promedio de longitudes totales de los peces muestreados en cada estación, al igual que las larvas de anisákidos. De hecho, tanto en el modelo seleccionado para la abundancia como en la regresión se obtuvieron diferencias significativas, corroborando que la abundancia y la prevalencia de estas larvas aumentan con la longitud total de los meros, confirmando a su vez, patrones acumulativos con el tamaño/edad de los peces como se ha documentado en estudios previos (Poulin, 2000; Cantatore & Timi, 2015).

La quinta especie más prevalente fue ***Dichelyne* (C.) *szidati*** (Nematoda). Este nematode, en estadio adulto, se halló parasitando el intestino del mero en todas las estaciones del año y sitios muestreados. Las prevalencias y abundancias mayores se obtuvieron en otoño en el Golfo Nuevo y en otoño-invierno en el Golfo San José. La abundancia y la prevalencia estarían influenciadas por el golfo, la estación del año y por la longitud total de los peces. Al no conocerse el ciclo de vida de esta especie, no se pueden hacer conjeturas acerca de los patrones estacionales hallados en esta tesis. Los valores de abundancia y prevalencia podrían depender de la abundancia y disponibilidad de otros hospedadores que conforman el ciclo de vida, como así también de las condiciones medioambientales que influyan en la transmisión. A su vez, se halló una relación significativa con la longitud total de los meros, por lo cual aquellos de mayor tamaño presentarían una mayor abundancia y prevalencia de esta especie. Debido a que peces de mayor tamaño proveerían más espacio y una amplia variedad de nichos para el establecimiento de los parásitos, además de presentar mayores tasas de alimentación, lo cual los expone a una mayor cantidad de formas infectivas.

La sexta especie más prevalente fue la larva praniza de la familia ***Gnathiidae*** (Isopoda). Se halló en los meros de todas las estaciones del año y sitios muestreados, excepto en el Golfo Nuevo (Punta Este) en otoño. Estos isópodos presentan un ciclo de vida que consta de una etapa parásita temporal (larvas zúfeas y pranizas) y otra de vida libre (adultos).

En el bentos se produce la reproducción sexual; de las hembras fecundadas eclosionan los primeros estadios larvales llamados “zufeas” (estadio parasitario activo que no se alimenta), la zufeas 1 parasita al pez hospedador donde desarrolla otro estadio larval denominado “praniza” (estadio que se alimenta de sangre), la praniza 1 migra al bentos y ocurre la metamorfosis 1 (praniza 1 a zufeas 2), este proceso se repite hasta que la praniza 3, sufre la metamorfosis 3 (praniza 3 a adulto). Los hospedadores pueden ser teleósteos o elasmobranquios (Hispano et al., 2014).

La abundancia y la prevalencia máxima en ambos golfos fueron en primavera, lo cual estaría indicando que esta especie se reproduce en primavera en los golfos norpatagónicos.

La abundancia de este isópodo estaría influenciada por el golfo, la estación (primavera), la longitud total y el sexo de los meros; mientras que la prevalencia estaría influenciada por la estación (primavera) y la longitud total. La abundancia fue mayor en el Golfo San José, excepto en primavera, donde fue mayor en el Golfo Nuevo. Es posible que en el Golfo San José se den condiciones ambientales (e.g., corrientes oceánicas, temperatura, etc.) que favorezcan un mejor establecimiento de los estadios del ciclo de vida de los gnátidos, o tal vez, que exista mayor abundancia y disponibilidad de peces de arrecife de mayor tamaño que le brinden mayor superficie de fijación a las larvas del isópodo que en el Golfo Nuevo. La abundancia de isópodos estaría influenciada por el sexo de los meros, aunque esta diferencia se explicaría debido a la relación desigual de sexos de los peces capturados en la muestra de primavera, de Bahía Cracker (21 machos y 9 hembras) y la de verano, F. San Román (9 machos y 21 hembras), mientras que en las demás estaciones la proporción de peces capturados de cada sexo fue similar.

Asimismo, la abundancia y prevalencia de isópodos estaría influenciada por la longitud total de los meros, tal como se comprobó en los modelos seleccionados y fue corroborado con las regresiones significativas. Es decir, que los peces más grandes (mayor superficie de fijación) presentarían una mayor abundancia y prevalencia de isópodos, como ha sido reportado en otros sistemas hospedador-parásito (Lo et al., 1998; Grutter & Poulin, 1998).

La séptima y última especie más prevalente fue ***Clavella* sp.** (Copepoda) que se halló en los meros de todas las estaciones del año y sitios muestreados. La abundancia de este copépodo estaría influenciada por el golfo y la estación del año; la cual fue máxima en el Golfo San José en primavera, y mínima en el Golfo Nuevo en esa estación. Por otra parte, la prevalencia estaría influenciada por la estación del año, que fue máxima en invierno en el Golfo Nuevo y en primavera en el Golfo San José. La mínima abundancia y prevalencia en primavera-verano en el Golfo Nuevo podría deberse al efecto negativo del crecimiento del alga *Undaria pinnatifida*, la cual, al bloquear los refugios de los meros, muy fieles a su sitios, los obligan a abandonar el hábitat transitoriamente

(Irigoyen et al., 2011) y en este proceso puede haber pérdida de estos parásitos, o disminuir la transmisión a otros meros por una menor densidad de los mismos en su refugio.

Se conocen una serie de estudios que reportan una gran variabilidad de los valores de prevalencia de copépodos lernopódidos en distintos sitios del sudoeste atlántico, por ejemplo: en el róbalo, *Eleginops maclovinus* de Islas Malvinas se halló *Clavella chiloensis* Romero, 1994 con prevalencias variando del 20 al 43,3% en verano en tres sitios diferentes (Brickle & Mackenzie, 2007). Para otros lernopódidos como *Clavellotis sebastidis* Castro & González, 2005 del esgrófalo *Sebastes oculatus* del Golfo Nuevo, en donde se hallaron prevalencias en invierno del 75% y en verano de 44% (Sueiro et al., 2017); lo que demostraría que no hay, por lo menos en el sudoeste atlántico (en general temperaturas frías) una estación predilecta para estos copépodos.

Se requeriría un estudio más exhaustivo para poder realizar una identificación taxonómica a nivel específico, obtener más especímenes, y hallar y describir el macho. Asimismo, se deberían estudiar las parasitofaunas de otros peces de arrecife para conocer la especificidad de este parásito por su hospedador.

Los demás parásitos presentaron prevalencias muy bajas, menores al 10%, como en el caso de la larva de tipo tetrafilídeo (Cestoda) y los adultos de *Lecithochirium* sp. y *Lecithocladium cristatum* (Digenea), Dracunculoidea fam. gen. et sp. (Nematoda) y *Clavellotis* sp. (Copepoda).

Los análisis multivariados de las especies de parásitos persistentes demostraron que las variaciones observadas, tanto entre los golfos como dentro de los mismos, se debieron principalmente a la variabilidad en la longitud total de los meros, estando los de mayor tamaño más parasitados. Este patrón fue evidente aún entre meros del mismo sitio capturados en diferentes estaciones. Sin embargo, una vez considerada la influencia de esta variable, se hallaron diferencias significativas entre algunas muestras del mismo golfo, aún entre muestras provenientes de sitios cercanos que, indudablemente, no componen poblaciones diferentes. Estas diferencias indican que la heterogeneidad de estas parasitosis ocurre a escalas espaciales restringidas, limitando, por lo tanto, su utilidad como indicadores de estructura poblacional de los hospedadores.

A diferencia de otras especies de peces donde la vagilidad de los mismos conduciría al establecimiento de poblaciones parasitarias más homogéneas y representativas de las regiones de origen, en el caso de los meros de arrecife, su modo de vida, su comportamiento y fidelidad a sus refugios (Galván, 2008), propiciarían la diferenciación de las comunidades parasitarias a nivel de microescala espacial. En estudios parasitológicos de otros peces de arrecife, por ejemplo, en la Gran Barrera de Arrecife de Coral australiana, se ha arribado a conclusiones similares (Cribb et al., 2000).

En varios de esos estudios se han obtenido diferencias en la abundancia y prevalencia de algunas parasitosis ocurriendo a pequeñas distancias unas de otras, dentro del mismo arrecife. Esta variabilidad puede resultar de la dispersión diferencial de los estadios infectivos debido a la acción de las corrientes oceánicas o debido a diferentes concentraciones de hospedadores intermediarios en parches del arrecife.

En conclusión, las cargas parasitarias que albergan los meros en los arrecifes de aguas templadas de los golfos norpatagónicos están principalmente determinadas por las variaciones que ocurren a microescala en las condiciones ambientales y biológicas de los arrecifes. A esta variabilidad espacial dentro de cada arrecife se suman el comportamiento del hospedador (alta fidelidad al refugio y escasa vagilidad) y las limitaciones a su distribución impuestas por la disponibilidad de refugios. Esta combinación de factores resulta en una heterogeneidad en la estructura de las comunidades dentro y entre los golfos que supera las variaciones que sería esperable observar a mayores escalas, es decir entre golfos con condiciones oceanográficas diferentes. En definitiva, el uso de parásitos como marcadores biológicos para la determinación de estructura poblacional de peces parece no ser aplicable a las especies que habitan en ambientes tan complejos y heterogéneos como los arrecifes.



Capítulo 3

Infección parasitaria en el escrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes (Sebastidae) expuesto a distintos niveles de contaminación en el Golfo Nuevo, provincia del Chubut

Capítulo 3. Infección parasitaria en el esgrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes (Sebastidae) expuesto a distintos niveles de contaminación en el Golfo Nuevo, provincia del Chubut³

INTRODUCCIÓN

Debido a que las poblaciones humanas se concentran a lo largo de las costas, los ecosistemas marinos, y especialmente las zonas costeras, son depósitos de enormes cantidades de desechos industriales y domésticos, siendo uno de los ecosistemas más afectados en todo el mundo (Adger et al., 2008; Halpern et al., 2008). Por lo tanto, es cada vez más esencial comprender y vigilar los efectos de los contaminantes acuáticos sobre la vida silvestre. La exposición a la contaminación puede afectar a la dinámica de las interacciones hospedador-parásito de varias maneras (Dunier, 1996), incluyendo efectos tóxicos directos sobre estadios de vida libre o parásitos, de organismos parasíticos, alteraciones en las poblaciones de los hospedadores intermediarios y una reducción en la capacidad de los peces para defenderse contra los parásitos (Hoole, 1997). Considerable evidencia científica indica que una multitud de contaminantes ambientales pueden perjudicar la salud y la aptitud de los individuos de muchos taxa, aumentando el potencial para impactar seriamente a las poblaciones naturales (Holmstrup et al., 2010).

Los peces que habitan las zonas costeras urbanas e industrializadas están a menudo expuestos a altos niveles de complejas mezclas de contaminantes antropogénicos desde las primeras etapas de desarrollo hasta la edad adulta (Sindermann, 1979). Esta exposición crónica a los contaminantes en el agua puede conducir a una disminución de la resistencia a las enfermedades (Bols et al., 2001) y la inmunosupresión se ha considerado como el mecanismo principal por el cual los tóxicos median esta disminución (Zelikoff, 1993).

Es muy valioso contar con el conocimiento acerca de la contaminación marina de un determinado sitio, particularmente cuando las áreas contaminadas incluyen o se encuentran cerca de los sitios prioritarios de conservación, como es el caso de Península Valdés en la Patagonia. Al sur de la Península, en el Golfo Nuevo, en los alrededores de Puerto Madryn existen conocidos depósitos de basura industrial. Estudios recientes en el área han documentado la presencia de contaminantes antropogénicos y la ocurrencia de alteraciones morfológicas y fisiológicas en varias especies de

³ Parte de los resultados de este capítulo fueron publicados por Sueiro, M.C., Bagnato, E., Palacios, M.G., 2017. Parasite infection and immune and health-state in wild fish exposed to marine pollution. *Marine Pollution Bulletin* 119, 320–324. doi:10.1016/j.marpolbul.2017.04.011

invertebrados marinos (Ortiz & Ré, 2006; Bigatti et al., 2009; Márquez et al., 2011; Lezcano et al., 2015).

Un sistema de estudio interesante es el esgrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes (Sebastidae), habitante de los arrecifes de la costa del Océano Atlántico en Patagonia, Argentina. Este pez es un depredador demersal, longevo, asociado a sustratos superficiales y rocosos y con alta fidelidad a los refugios (Galván et al., 2009b). Debido a su longevidad y alta posición en la red alimentaria bentónica, su probabilidad de exposición a contaminantes bioacumulativos persistentes es alta. Además, es una de las especies de peces más abundantes y conspicuas que habitan los golfos norpatagónicos de Argentina y se la considera una parte significativa de la pesca recreativa y de arrastre comercial (Galván et al., 2009b). Esta especie vivípara muestra marcada estacionalidad en su reproducción, produciendo solamente una camada por año durante el invierno temprano hasta finales de la primavera (junio-noviembre), seguida de un período de reposo durante el verano y el otoño (diciembre-mayo) (Marcinkevicius, 2009, 2015).

Recientemente, Sueiro & Palacios (2016) presentaron los resultados de un estudio de campo que evaluó si la exposición a la contaminación antropogénica afectaba a los parámetros inmunológicos y de estado de salud del esgrófalo durante los períodos de reproducción y reposo. Las mencionadas autoras evaluaron aspectos de la inmunidad innata (capacidad bactericida, aglutinación bacteriana y perfil de leucocitos) y los parámetros generales relacionados con la salud (relación de neutrófilos y linfocitos, hematocrito y factor de condición) en sitios contaminados (expuestos) y control (de referencia) durante el invierno (temperaturas frías y período reproductivo activo) y el verano (temperaturas cálidas y período de reposo). Los resultados mostraron una menor capacidad bactericida, hematocrito y factor de condición en peces del sitio expuesto independientemente de la temporada, mientras que los linfocitos fueron más altos y los monocitos más bajos en el sitio expuesto sólo durante el verano. Por otra parte, los peces muestreados durante el invierno mostraron una menor capacidad bactericida, un hematocrito y factor de condición más bajo que aquellos capturados en verano independientemente del sitio, mientras que el patrón opuesto fue encontrado para la aglutinación bacteriana. Los resultados demostraron una alteración en los parámetros inmunológicos y de estado de salud de los esgrófalos expuestos a la contaminación antropogénica independientemente de la estación del año, lo que podría resultar en una mayor susceptibilidad a las enfermedades y a su vez el declive de la población. A partir de lo expuesto se formuló la hipótesis de que los esgrófalos expuestos a contaminación antropogénica mostrarían mayor susceptibilidad a la infección de parásitos debido al impacto demostrado en su salud y función inmune. El objetivo general del presente capítulo es evaluar si la infección parasitaria difiere entre los peces del sitio expuesto a la contaminación con respecto a la de los peces procedentes de los sitios control (de

referencia o no expuestos). Se predice que la prevalencia y la abundancia de los parásitos serán mayores en los peces expuestos a la contaminación que en aquellos procedentes de los sitios de referencia.

Objetivos específicos

- Relevar los parásitos hallados en uno de los peces más abundantes, el escrófalo, *Sebastes oculatus* (Sebastidae), de los arrecifes del Golfo Nuevo en diferentes sitios expuestos y no expuestos a la contaminación.
- Analizar los valores de los descriptores cuantitativos poblacionales (prevalencia y abundancia) con respecto a los sitios expuestos y no expuestos a la contaminación, la estación del año (invierno y verano) y la longitud total de los escrófalos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

El trabajo se llevó a cabo en cuatro sitios del Golfo Nuevo, Península Valdés, provincia del Chubut, durante el invierno (julio 2013, con una temperatura promedio del mar de 9 °C) y en verano (marzo-abril 2014, con una temperatura promedio del mar de 18 °C). El sitio expuesto a la contaminación antropogénica fue el Muelle “Almirante Storni” de la ciudad de Puerto Madryn (42,45°S; 65,02°O), en el cual se muestreó en ambas estaciones y los sitios no expuestos o control (referencia) fueron Punta Este (42,47°S; 64,56°O), el cual se muestreó en ambas estaciones y Cerro Avanzado (42,50°S; 64,52°O) que fue muestreado solo en invierno y Bañuls (42,39°S; 64,59°O) sólo en verano (Fig. 3.1).

Puerto Madryn es la única ciudad costera situada en el Golfo Nuevo y se encuentra en rápido crecimiento demográfico y desarrollo industrial (Massara Paletto et al., 2008). El turismo, la pesca y la producción de aluminio son las actividades económicas más importantes que dan lugar a un gran tráfico marítimo. Las descargas de aguas residuales principales en el golfo ocurren en las áreas de los dos muelles y derivan de efluentes de plantas de pesca, de la planta de aluminio a través de deposición atmosférica y de operaciones marítimas incluyendo transporte de petróleo crudo y carga y descarga de productos derivados del petróleo, operaciones pesqueras, residuos de sentina y las descargas de agua de lastre de los barcos (Massara Paletto et al., 2008). La presencia de metales pesados (Gil et al., 1999), hidrocarburos (Commendatore et al., 2000; Commendatore & Esteves,

2007) y otras sustancias tóxicas como los disruptores endocrinos (Bigatti et al., 2009) se han registrado en la zona alrededor de los muelles. Por otra parte, los sitios de referencia no reciben residuos urbanos, industriales o de otro tipo y estudios previos sugieren que pueden considerarse aguas limpias (Bigatti et al., 2009; Machado-Schiaffino et al., 2009; Lezcano et al., 2015).

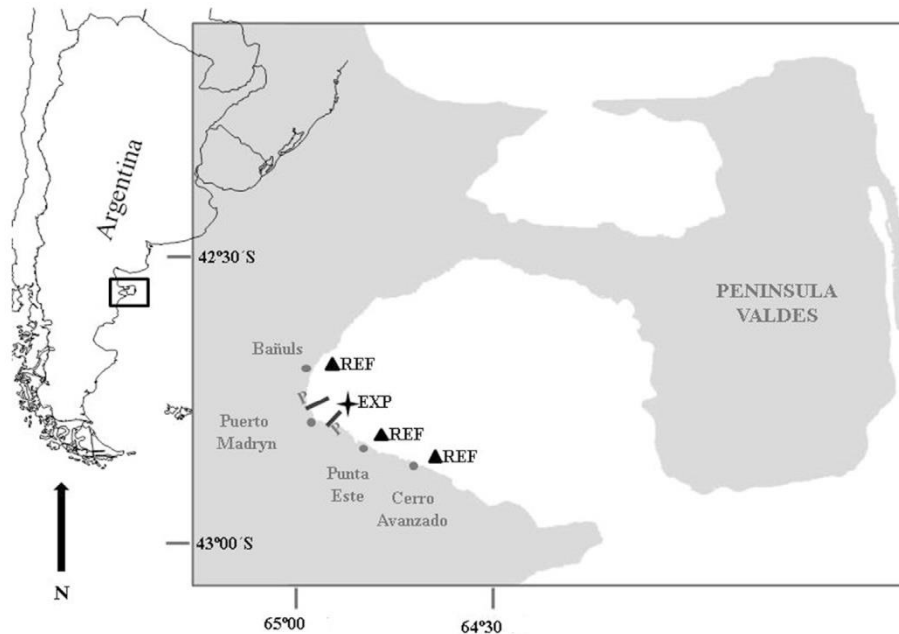


Figura 3.1. Mapa del área de estudio y sitios de muestreo. EXP: “Muelle Almirante Storni” sitio expuesto a contaminación; REF: sitios de referencia (tomado de Sueiro & Palacios, 2016).

Muestreo y procesamiento de los escrófalos

En este trabajo se obtuvieron datos sobre los parásitos de los ejemplares de escrófalo, *Sebastes oculatus* Valenciennes (Sebastidae), capturados para el estudio de Sueiro & Palacios (2016), colectados del sitio contaminado y de los sitios de referencia durante el invierno y el verano.

Los parásitos hallados en fueron obtenidos y tratados según la metodología descrita en la sección de Materiales y Métodos Generales de esta tesis.

Los endoparásitos (Digenea, Cestoda, Acanthocephala y Nematoda) y los ectoparásitos (Monogenoidea, Copepoda e Isopoda) fueron determinados al máximo nivel taxonómico posible utilizando diferentes claves taxonómicas (Yamaguti, 1963a, 1963b; Anderson et al., 1974; Khalil et al., 1994; Gibson et al., 2002; Jones et al., 2005; Bray et al., 2008; Gibbons, 2010); para la identificación a nivel de especie se utilizó bibliografía específica.

Análisis estadísticos

Debido a que no se pudo capturar un número suficiente de peces para el estudio en Cerro Avanzado (sitio de referencia) durante el verano, probablemente debido al movimiento de los escrúfalos a arrecifes rocosos más profundos, inaccesibles para la pesca, se muestreó en un sitio de referencia alternativo (Bañuls) para mantener dos sitios de referencia por estación del año. Para poder comparar los datos de los sitios expuestos y de referencia entre estaciones, se agruparon los datos de ambos sitios de referencia de cada estación (es decir, Punta Este con Cerro Avanzado en invierno y Punta Este con Bañuls en verano). Esto fue realizado luego de haber establecido que ninguno de los parámetros (inmunológicos y del estado de salud, Sueiro & Palacio, 2016) difería significativamente entre los sitios de referencia, por lo cual se pudieron agrupar. Para este análisis se realizó una prueba de ANOVA y una prueba no paramétrica de Mann-Whitney según si se cumplían o no los supuestos de normalidad y homocedasticidad.

Para cada muestra (escrúfalos de cada sitio y estación) se calcularon los siguientes descriptores cuantitativos poblacionales según Bush et al. (1997): prevalencia (**P**) como n° de hospedadores infectados por una especie de parásito sobre el n° de hospedadores examinados por 100 $[(NHP/NHE)*100]$, la abundancia media (**Am**) como el n° total de parásitos de una especie en una muestra sobre el n° total de hospedadores examinados (NPt/NHE) (**Am**) y la intensidad media (**Im**) como el n° total de parásitos de una especie sobre el n° de hospedadores parasitados (NPt/NHP), para cada especie parásita por estación del año y los mismos descriptores totales para cada sitio.

Para aplicar los modelos lineales generalizados que se describen a continuación se utilizaron cuatro de las 10 especies parásitas halladas, que fueron aquellas que presentaron las prevalencias más altas: *Microcotyle* sp. (Monogenoidea), *Clavellotis sebastidis* Castro & González, 2005 (Copepoda), *Corynosoma* sp. (Acanthocephala) y Anisakidae gen. et sp. (Nematoda).

Relación entre la abundancia y la prevalencia de las poblaciones parásitas con las variables ambientales y del hospedador evaluada a través de la aplicación de Modelos Lineales Generalizados (GLMs)

Se propusieron varios modelos para estudiar la relación entre la abundancia y la prevalencia de los cuatro parásitos más prevalentes hallados, en relación con las variables ambientales (sitio - expuesto o de referencia- y estación del año –verano o invierno-) y la longitud total de los peces, utilizando GLMs (McCullagh & Nelder, 1989). En el caso de datos dispersos, el GLM se corrigió con funciones de la familia quasi según la distribución de la abundancia y prevalencia. Se utilizó el

criterio de información de Akaike (AIC) para determinar el mejor modelo para el conjunto de datos analizados. La función STEP en el programa R se utilizó para seleccionar el mejor modelo (Venables & Ripley, 2002); ésta función compara todos los modelos posibles y selecciona el modelo con el AIC más bajo.

En el caso de datos dispersos, el GLM se corrigió, con quasi-poisson en el caso de la abundancia (ésta se basa en la distribución de Poisson) y con quasi-binomial en el caso de la prevalencia (ésta se basa en la distribución Binomial). Dichos análisis estadísticos se realizaron utilizando el software R (R Development Core Team, 2012).

El ajuste de los modelos seleccionados, de abundancia y prevalencia, a los datos fue analizado a través de la Devianza (D^2), ésta se refiere a la cantidad de la varianza explicada por el modelo. La devianza da una idea de la variabilidad de los datos. Por ello, para obtener una medida de la variabilidad explicada por el modelo, se compara la devianza del modelo nulo con la devianza del modelo residual, esto es, una medida de cuánto de la variabilidad de la variable respuesta es explicada por el modelo, o lo que es lo mismo (Cayuela, 2010):

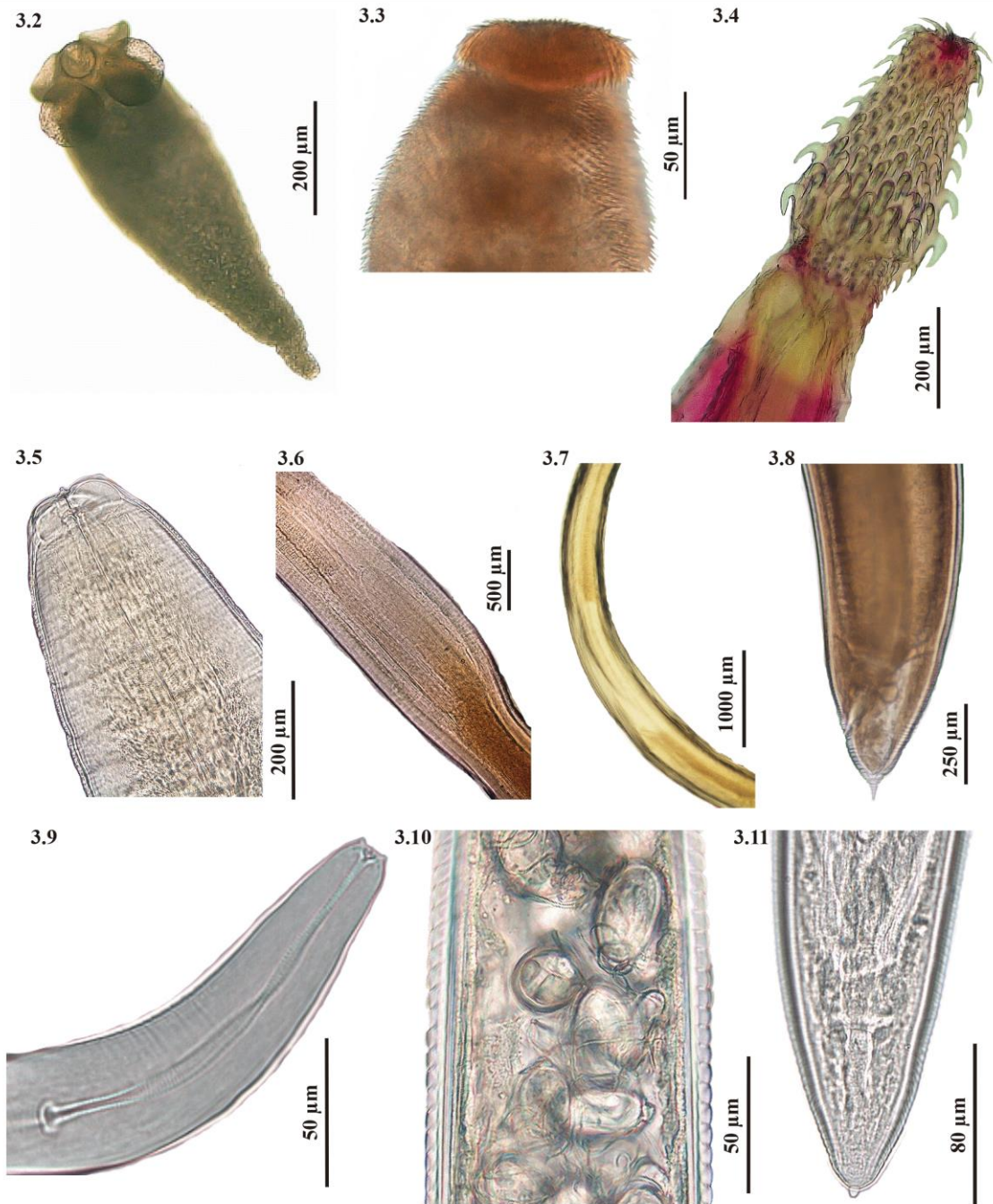
$$D^2 = \frac{\text{Devianza.modelo.nulo} - \text{Devianza.residual}}{\text{Devianza.modelo.nulo}} \times 100$$

RESULTADOS

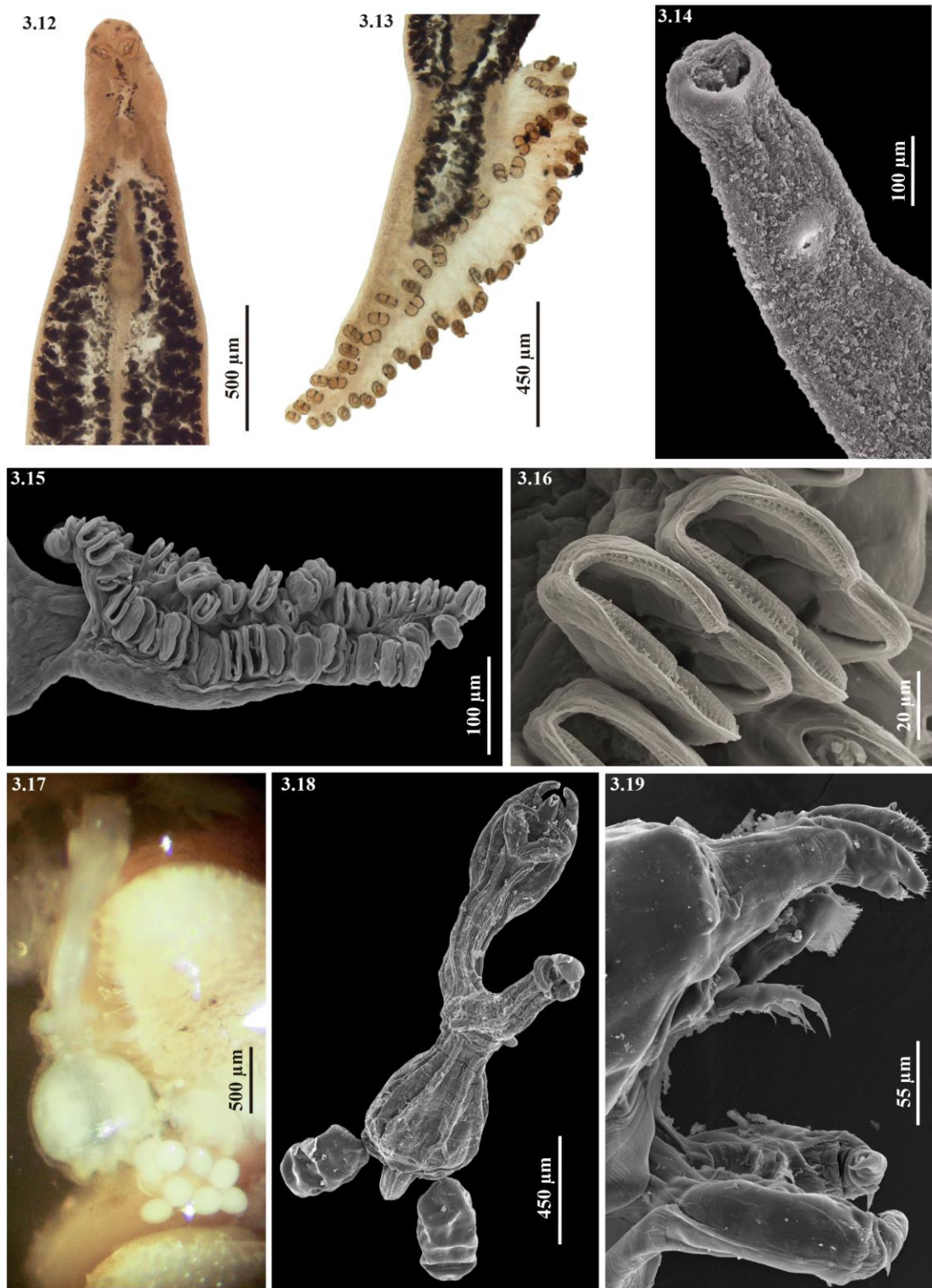
Un total de 1,352 especímenes de parásitos fueron identificados en 63 escrófalos examinados del Golfo Nuevo, provincia del Chubut. Se halló un total de 10 especies, siete de endoparásitos y tres de ectoparásitos (Tabla 3.1). Los escrófalos de la muestra de invierno presentaron una longitud total promedio de 26,4 cm y los escrófalos de la muestra de verano presentaron una longitud total promedio de 26,9 cm. Seis de las 10 especies parásitas conforman nuevos registros para este pez en los arrecifes del Golfo Nuevo. Los endoparásitos hallados fueron: larva de tipo tetrafilídeo (Cestoda) en intestino (Fig. 3.2), metacercarias Bucephalidae gen. et sp. (Digenea) en ojos (Fig. 3.3), larva cistacanta de *Corynosoma* sp. (Acanthocephala) en mesenterio (Fig. 3.4), larva III de *Pseudoterranova* sp. (Nematoda) en mesenterio y músculo (Figs. 3.5, 3.6), larva III de *Anisakis* sp. (Nematoda) en mesenterio y músculo (Figs. 3.7-3.8), adulto de *Dichelyne* sp. (Nematoda) en intestino y adulto de *Ascarophis* sp. (Nematoda) en estómago (Figs. 3.9-3.11). Los ectoparásitos hallados fueron: adulto de *Microcotyle* sp. (Monogeneoidea) en filamentos branquiales (Figs. 3.12-3.16), adulto de *Clavellotis sebastidis* Castro & González, 2005 (Copepoda) en arcos branquiales

(Figs. 3.17-3.22) y larva praniza de Gnathiidae gen. et sp. (Isopoda) en filamentos branquiales (Fig. 3.23).

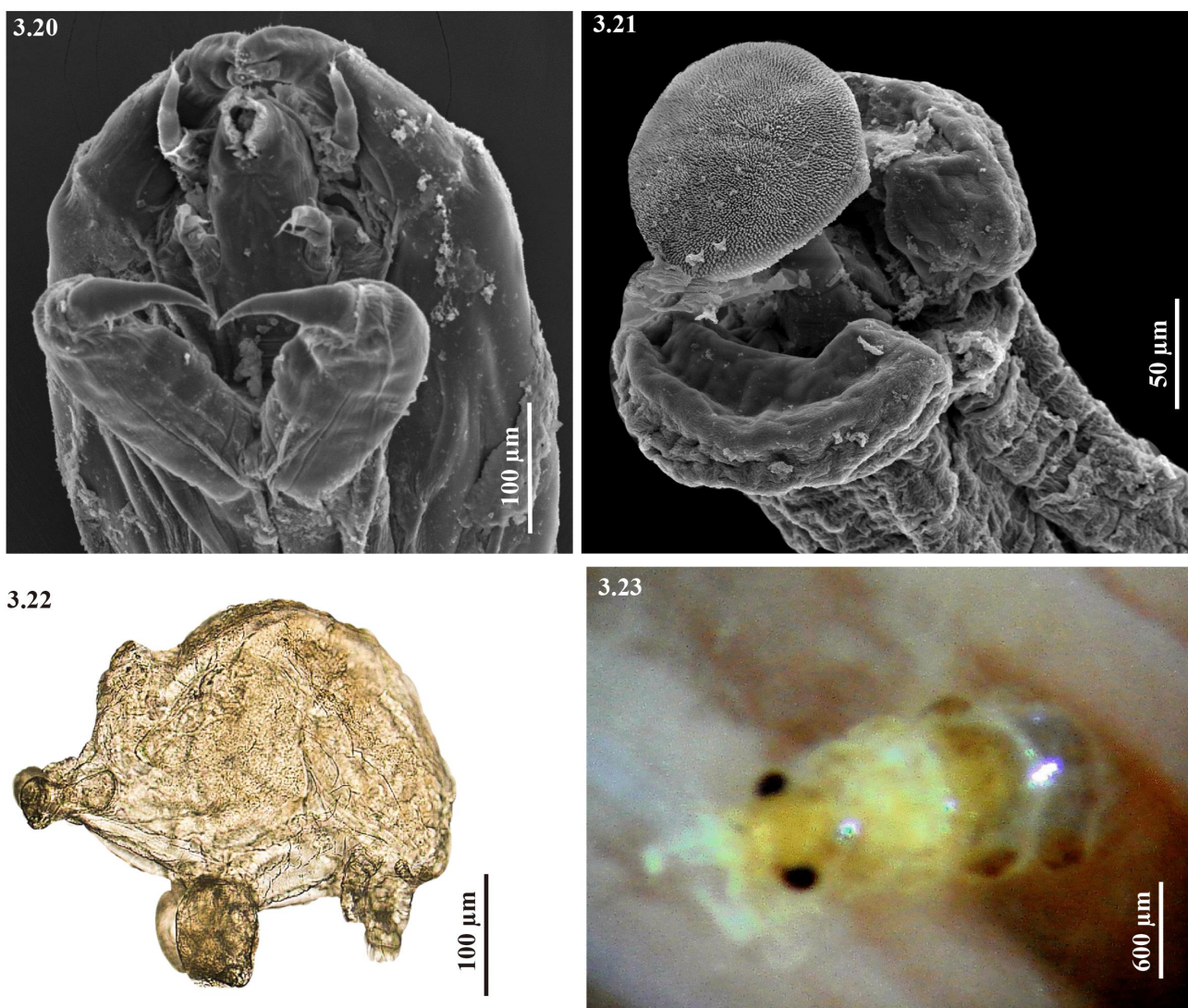
De las especies de parásitos que ya habían sido registradas en el escrófalo se hallaron el copépodo *C. sebastidis* que fue descrito por Castro & González (2005) en *S. oculatus*, pero erróneamente reportando el Golfo San Jorge; ya en realidad fueron colectaron en el Golfo Nuevo (Galván, com. pers.). A su vez, González et al. (2006) registraron los nematodos *Anisakis* sp., *Ascarophis* sp. y el acantocéfalo *Corynosoma* sp., aunque erróneamente identificaron al escrófalo como *Sebastes capensis* (Gmelin) en el Golfo San Jorge, donde dicha especie de escrófalo no está presente.



Figuras 3.2-3.11. Algunos de los parásitos hallados en el escrúfalo *Sebastes oculatus* Valenciennes (Sebastidae) del Golfo Nuevo, provincia del Chubut. (3.2) Larva de tipo tetrafilídeo (Cestoda) en intestino, cuerpo entero. (3.3) Metacercaria Bucephalidae gen. et sp. (Digenea) en ojos, extremo anterior. (3.4) Cistacanta de *Corynosoma* sp. (Acanthocephala) en mesenterio, extremo anterior, proboscis. (3.5-3.6) Larva III de *Pseudoterranova* sp. (Nematoda) en mesenterio y músculo, (3.5) extremo anterior, (3.6) extremo posterior. (3.7-3.8) Larva III de *Anisakis* sp. (Nematoda) en mesenterio y músculo, (3.7) extremo anterior, (3.8) extremo posterior. (3.9-3.11) Adulto de *Ascarophis* sp. (Nematoda) en estómago, (3.9) extremo anterior, (3.10) huevos con filamentos polares en útero, (3.11) extremo posterior de la hembra.



Figuras 3.12-3.19. Algunos de los parásitos hallados en el escrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes (Sebastidae) del Golfo Nuevo, provincia del Chubut. (3.12-3.16) Adulto de *Microcotyle* sp. (Monogeneoidea) en branquias, extremo anterior, vista ventral. (3.13) Opisthaptor, vista lateral. (3.14) Extremo anterior, fotografía al microscopio electrónico de barrido (MEB), vista ventral. (3.15) Opisthaptor, fotografía al MEB, ventro lateral. (3.16) Detalle de las pinzas del opisthaptor. (3.17-3.19) Adulto de *Clavellotis sebastidis* Castro & González, 2005 (Copepoda) en arcos branquiales. (3.17) Especimen *in vivo* fijo al arco branquial. (3.18) Especimen entero, fotografía al MEB. (3.19) Detalle de los apéndices del cefalotórax, vista lateral.



Figuras 3.20-3.23. Algunos de los parásitos hallados en el escrúfalo *Sebastes oculatus* Valenciennes (Sebastidae) del Golfo Nuevo, provincia del Chubut. (3.20-3.22) Adulto de *Clavellotis sebastidis* Castro & González, 2005 (Copepoda) en arcos branquiales. (3.20) Detalle de los apéndices del cefalotórax, vista ventral. (3.21) Detalle de la bulla, estructura de fijación al hospedador. (3.22) Especimen macho, vista lateral. (3.23) Especimen *in vivo* de Gnathiidae gen. sp. (praniza) localizado entre las laminillas branquiales, vista dorsal.

Tabla 3.1. Prevalencia (P), abundancia media (Am) e intensidad media (Im) con el desvío estándar (DE) para todas las especies de parásitos hallados en el escrófalo, *Sebastes oculatus* Valenciennes (Sebastidae), en los sitios expuestos a la contaminación (EXP) y de referencia (REF) del Golfo Nuevo, capturados en dos estaciones del año. Se indican el estadio del parásito (Es) y el sitio de infección (Si).

ENDOPARÁSITOS	Es	Si	Invierno						Verano					
			EXP (N = 8)			REF (N = 18)			EXP (N = 16)			REF (N = 21)		
			P (%)	Am ± DE	Im ± DE	P (%)	Am ± DE	Im ± DE	P (%)	Am ± DE	Im ± DE	P (%)	Am ± DE	Im ± DE
Cestoda														
Larva de tipo tetrafilídeo	L	I	13	0,1 ± 0,4	-	6	0,1 ± 0,5	-	0	0,0	-	0	0,0	-
Digenea														
Bucephalidae gen. et sp.	M	O	0	0,0	-	0	0,0	-	6	0,1 ± 0,3	-	19	0,3 ± 0,7	1,5 ± 1,0
Acanthocephala														
<i>Corynosoma</i> sp.	C	Me	50	1 ± 1,4	2,0 ± 1,4	39	1,3 ± 2,1	3,4 ± 1,9	69	2,4 ± 3,4	3,5 ± 3,7	38	0,8 ± 1,6	2,1 ± 2,1
Nematoda														
<i>Pseudoterranova</i> sp.	LIII	Me, Mu	50	1,3 ± 2,4	2,5 ± 3,0	50	2,7 ± 4,9	5,3 ± 5,9	75	1,8 ± 1,7	2,3 ± 1,5	71	4,7 ± 7,1	6,5 ± 7,7
<i>Anisakis</i> sp.	LIII	Me, Mu	13	0,1 ± 0,4	-	33	0,5 ± 0,9	1,5 ± 0,8	6	0,1 ± 0,5	-	14	0,2 ± 0,5	1,3 ± 0,6
Anisakidae gen. et sp.	LIII	Me, Mu	75	2,4 ± 2,7	3,2 ± 2,6	56	2,1 ± 3,2	3,8 ± 3,6	88	8,0 ± 9,3	9,1 ± 9,4	91	14,2 ± 14,5	15,7 ± 14,4
<i>Dichelyne</i> sp.	A	I	13	0,3 ± 0,7	-	0	0,0	-	6	0,1 ± 0,3	-	0	0,0	-
<i>Ascarophis</i> sp.	A	E	0	0,0	-	0	0,0	-	25	0,4 ± 0,7	1,5 ± 0,6	19	0,7 ± 1,8	3,8 ± 2,8
ECTOPARÁSITOS														
Monogenea														
<i>Microcotyle</i> sp.	A	B	50	1,8 ± 2,2	3,5 ± 1,7	50	2,7 ± 3,5	5,3 ± 3,2	63	2,0 ± 2,6	3,2 ± 2,7	71	4,4 ± 5,6	6,1 ± 5,8
Copepoda														
<i>Clavellotis sebastidis</i>	A	B	75	10,4 ± 14,3	13,8 ± 15,1	39	4,5 ± 8,3	11,6 ± 10,1	44	3,8 ± 7,7	8,7 ± 9,9	52	6,3 ± 10,7	12,0 ± 12,3
Isopoda														
Gnathiidae gen. et sp.	LP	SC, A	25	0,4 ± 0,7	1,5 ± 0,7	0	0,0	-	0	0,0	-	5	0	-

Abreviaturas: A, adulto; B, branquia; C, cistacanta; Es, estómago; I, intestino; L, larva; LII, larva III; LP, larva praniza; M, metacercaria; Me, mesenterio; Mu, músculo; O, ojo; SC, superficie corporal.

Relación entre la abundancia y la prevalencia de las poblaciones parásitas con las variables ambientales y la longitud total de los esgrófalos evaluada a través de la aplicación de Modelos Lineales Generalizados (GLMs)

En la Tabla 3.2 se presentan los resultados del análisis de la abundancia de los cuatro parásitos más prevalentes del esgrófalo en relación al sitio, la estación del año y la longitud total, ya que los resultados de la prevalencia en relación con dichas variables no fueron significativos en ningún modelo seleccionado.

Para los análisis estadísticos se agruparon todos los datos de las larvas de anisákidos, ya que muchas no se pudieron determinar a nivel genérico por el grado de deterioro en la encapsulación, y se determinaron como Anisakidae gen. et sp., aunque en su gran mayoría se trató de larvas de *Pseudoterranova* sp. con una escasa representación de *Anisakis* sp.

Tabla 3.2. Modelos Lineales Generalizados (GLMs) seleccionados para la abundancia de las poblaciones de parásitos del esgrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes en el Golfo Nuevo, provincia del Chubut. En rojo y negrita se indican aquellos que fueron estadísticamente significativos.

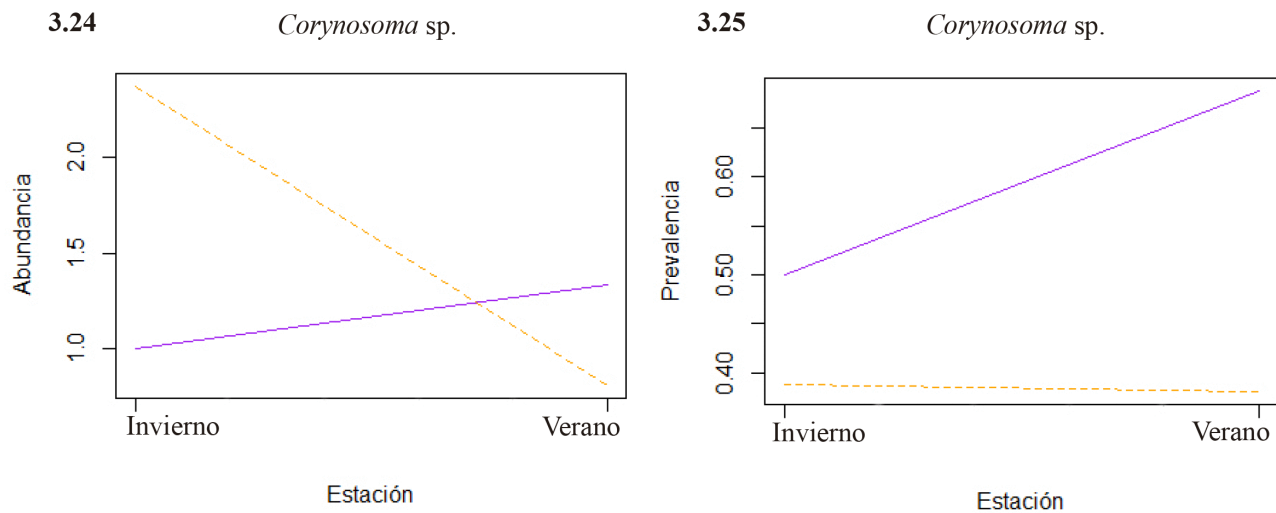
			Coeficientes del modelo			
ABUNDANCIA DE PARÁSITOS	Mejor modelo		Valor estimado	Error estándar	Valor t	Valor Pr(> t)
ACANTHOCEPHALA						
	Sitio+Estación+LT+Sitio					
<i>Corynosoma</i> sp.	*Estación	(Intercepto)	-6,87	2,60	-2,64	0,01
Estadio: cistacanta		Sitio referencia	0,86	0,74	1,17	0,25
Sitio de infección: mesenterio		Estación verano	0,85	0,68	1,25	0,22
		LT	0,02	0,01	2,76	0,008
		Sitio referencia: Estación verano	-1,60	0,88	-1,82	0,07
NEMATODA						
	Sitio+Estación+LT+Sitio					
Anisakidae gen. et sp.	*LT	(Intercepto)	-5,96	2,84	-2,10	0,04
Estadio: larva III		Sitio referencia	2,71	3,18	0,85	0,40
Sitio de infección: mesenterio, músculo		Estación verano	1,08	0,28	3,81	0,0003
		LT	0,03	0,01	2,62	0,01
		Sitio referencia: LT	-0,01	0,01	-0,57	0,57
MONOGENOIDEA						
<i>Microcotyle</i> sp.		(Intercepto)*	2,70	1,78	1,52	0,13
Estadio: adulto		Sitio referencia	-3,90	2,58	-1,51	0,14
Sitio de infección: laminillas branquiales	Sitio+Estación+LT+Sitio					
	*LT	Estación verano	0,33	0,34	0,99	0,33
		LT	-0,01	0,01	-1,3	0,20
		Sitio referencia: LT	0,02	0,01	1,78	0,08
COPEPODA						
<i>Clavellotis sebastidis</i> Castro & González, 2005	Sitio+Estación+LT+Sitio					
	*Estación	(Intercepto)	-1,17	2,57	-0,46	0,65
Estadio: adulto		Sitio referencia	-0,53	0,66	-0,81	0,42
Sitio de infección: arcos branquiales						
		Estación verano	-0,98	0,68	-1,45	0,15

LT	0,01	0,01	1,40	0,17
Sitio referencia: LT	1,20	0,88	1,36	0,18

*Los niveles que se contemplan en el intercepto son: Sitio expuesto, Estación invierno, Sitio expuesto: LT, Sitio expuesto: invierno.

***Corynosoma* sp. (ACANTHOCEPHALA)** (Figuras 3.24-3.26)

El mejor modelo seleccionado que explicaría la variación en la abundancia de este acantocéfalo incluyó las variables Sitio, Estación, Longitud Total (LT) y la interacción Sitio*Estación. El mejor modelo seleccionado para explicar la variación en la prevalencia incluyó las variables: Sitio, LT y la interacción Sitio*LT. Sólo la longitud total fue significativa en el modelo de abundancia ($p=0,008$) (Fig. 3.26). La prevalencia de este acantocéfalo no evidenció relaciones significativas con ninguna de las variables explicatorias (Tabla 3.2).



Figuras 3.24-3.25. Gráficos de línea de abundancia (3.24) y prevalencia (3.25) total por estación del año de *Corynosoma* sp. (Acanthocephala) del escrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes del Golfo Nuevo, provincia del Chubut. Línea **violeta** entera corresponden al **Sitio Expuesto** a la contaminación y línea **naranja** punteada corresponden al **Sitio de Referencia** libre de contaminación.

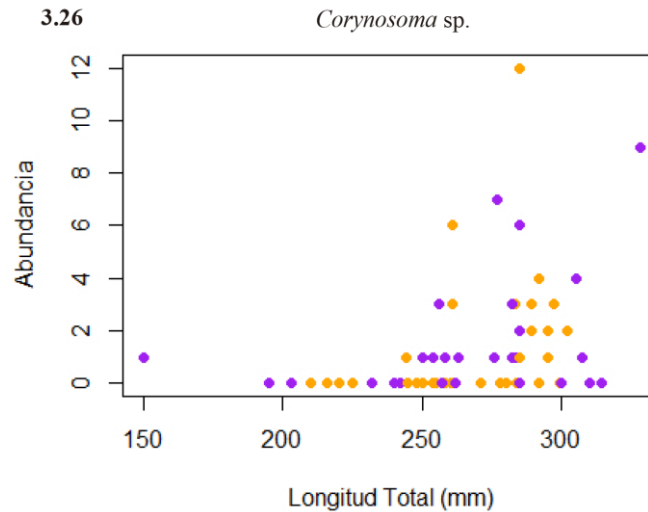
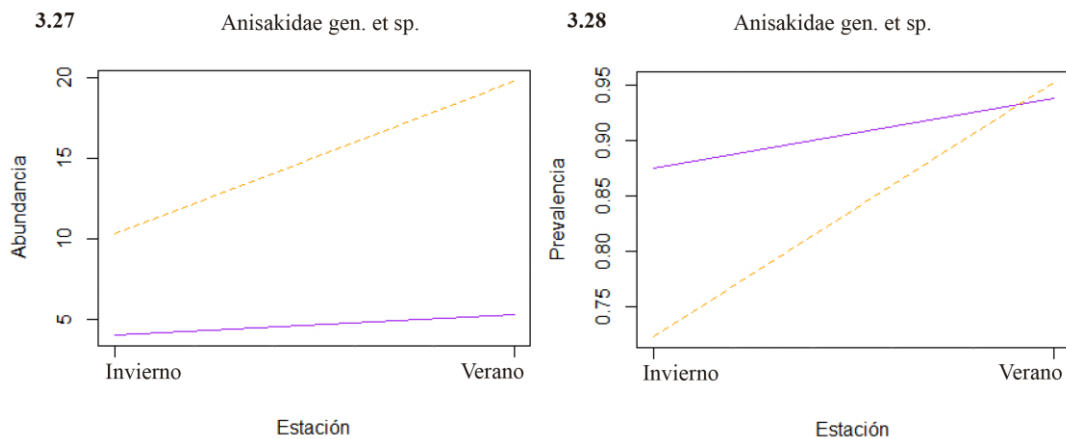


Figura 3.26. Gráficos de puntos de la abundancia de *Corynosoma* sp. (Acanthocephala) y la longitud total (mm) del esgrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes del Golfo Nuevo, provincia del Chubut. Puntos **violetas** corresponden al **Sitio Expuesto** a la contaminación y los puntos **naranja** corresponden al **Sitio de Referencia** libre de contaminación.

Anisakidae gen. et sp. (NEMATODA) (Figuras 3.27-3.29)

El mejor modelo seleccionado que explicaría la variación en la abundancia y en la prevalencia de estos nematodos incluyó las variables: Sitio, Estación, Longitud Total (LT) y la interacción Sitio*LT. La abundancia difirió significativamente con la estación ($p=0,0003$) y con la longitud total ($p=0,011$) (Fig. 3.29). La abundancia fue mayor en verano en ambos sitios (Fig. 3.27). La prevalencia no difirió significativamente con ninguna de las variables explicatorias (Tabla 3.2).



Figuras 3.27-3.28. Gráficos de línea de abundancia (3.27) y prevalencia (3.28) total por estación del año de *Anisakidae* gen. et sp. (Nematoda) del esgrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes del Golfo Nuevo, provincia del Chubut. Línea **violeta** entera corresponden al **Sitio Expuesto** a la contaminación y línea **naranja** punteada corresponden al **Sitio de Referencia** libre de contaminación.

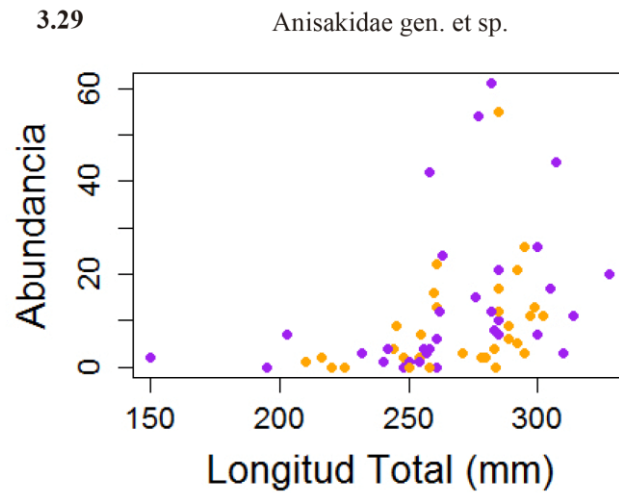


Figura 3.29. Gráficos de puntos de la abundancia de Anisakidae gen. et sp. (Nematoda) y la longitud total (mm) del esgrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes del Golfo Nuevo, provincia del Chubut. Puntos **violetas** corresponden al **Sitio Expuesto** a la contaminación y los puntos **naranja** corresponden al **Sitio de Referencia** libre de contaminación.

Tanto *Microcotyle* sp. (Monogeneoidea) como *Clavellotis sebastidis* (Copepoda) no presentaron diferencias significativas de la abundancia ni de la prevalencia en ninguno de los modelos seleccionados (Tabla 3.2), por lo tanto, ninguna variable (sitio, estación del año, longitud total) pudo explicar su variación.

Los valores obtenidos del ajuste de los modelos seleccionados para la abundancia y la prevalencia de los ectoparásitos se observan en la Tabla 3.3. Se puede apreciar que dichos modelos explicarían aproximadamente sólo de un 4 a un 12 % de la variabilidad de la abundancia y la prevalencia de dichos ectoparásitos, lo cual corroboraría la falta de significancia en los modelos seleccionados de ambas variables respuesta.

Tabla 3.3. Ajuste de los modelos seleccionados para la abundancia y la prevalencia de los ectoparásitos a través del análisis de la Devianza (D^2).

Especie de parásito	Devianza modelo nulo	Devianza residual	Devianza, D^2 (%)
<i>Microcotyle</i> sp.			
Modelos de abundancia	302,36	266,48	11,9
Modelo de prevalencia	84,64	79,02	6,6
<i>Clavellotis sebastidis</i>			
Modelo de abundancia	830,88	753,53	9,3
Modelo de prevalencia	87,32	84,05	3,7

DISCUSIÓN

Ninguna de las cuatro especies de parásitos más prevalentes halladas en el escrúfalo del Golfo Nuevo presentó una relación significativa de la prevalencia con los sitios expuestos o no a la contaminación, ni difirió entre las estaciones del año, ni con la longitud total de los escrúfalos.

Con respecto a los endoparásitos, la abundancia de *Corynosoma* sp. no resultó afectada por el sitio o estación, aunque se incrementó con la longitud total del pez; mientras que la abundancia de los nematodos anisákidos fue significativamente mayor en verano en ambos sitios y en los peces más grandes. Esta variación se explicaría por tratarse de larvas de larga permanencia, las cuales siguen un patrón acumulativo con la longitud total/edad de los hospedadores (Poulin, 2000; Cantatore & Timi, 2015) y no presentan estacionalidad. La diferencia hallada en los anisákidos con la estación (verano) se debería a que en dicha muestra las longitudes totales promedio fueron mayores que las de invierno.

La ausencia de diferencias en la prevalencia y la abundancia de las cuatro especies de parásitos entre el sitio expuesto a la contaminación antropogénica y el resto de los sitios no permitió corroborar la predicción de que los índices parasitarios deberían ser más altos en peces expuestos a contaminación ya que serían más susceptibles a las infecciones parasitarias por estar sus parámetros inmunológicos y su estado de salud alterados (Sueiro & Palacios, 2016). La falta de variación de las variables respuesta (abundancia y prevalencia) con las variable explicatoria (sitio) podría deberse a la sobredispersión de los datos obtenidos y el bajo tamaño muestral, tal vez, se deberían haber capturado más peces por sitio para lograr realizar una estadística más precisa.

El uso de parásitos como indicadores de impacto ambiental requiere una correcta selección de variables ambientales, así como de los métodos de medición y estadísticos utilizados (Vidal-Martínez et al., 2010). Estos autores sugieren una serie de recomendaciones y precauciones para el diseño del estudio en parasitología ambiental. Por ejemplo:

Recomendación 1: seleccionar el área de estudio teniendo en cuenta las escalas espaciales del contaminante y de la variable de respuesta. Seleccionar un diseño de muestreo de probabilidad y un análisis estadístico apropiado para los datos. Buscar asesoría profesional antes de aplicar el protocolo de muestreo definitivo. Precaución 1: esto debe hacerse antes de aplicar el protocolo de muestreo definitivo. Se requiere un conocimiento adecuado de la biología y los ciclos de vida de los parásitos y hospedadores.

Recomendación 2: cuanto más densa sea la red de puntos de muestreo, mejor será la contabilidad de la variabilidad de los fenómenos en observación. Precaución 2: un aumento en el número de

puntos de muestreo produce información a una escala más fina. El uso de estadísticas espaciales es importante para detectar el efecto de los procesos a gran escala.

Recomendación 3: considere que los efectos de los contaminantes no son los mismos para las diferentes etapas de la vida del parásito. Precaución 3: esto lleva mucho tiempo porque se deben considerar diferentes diseños estadísticos y de muestreo en función de las características ecológicas de los parásitos. Además, los enfoques de campo o de laboratorio pueden influir en el efecto percibido.

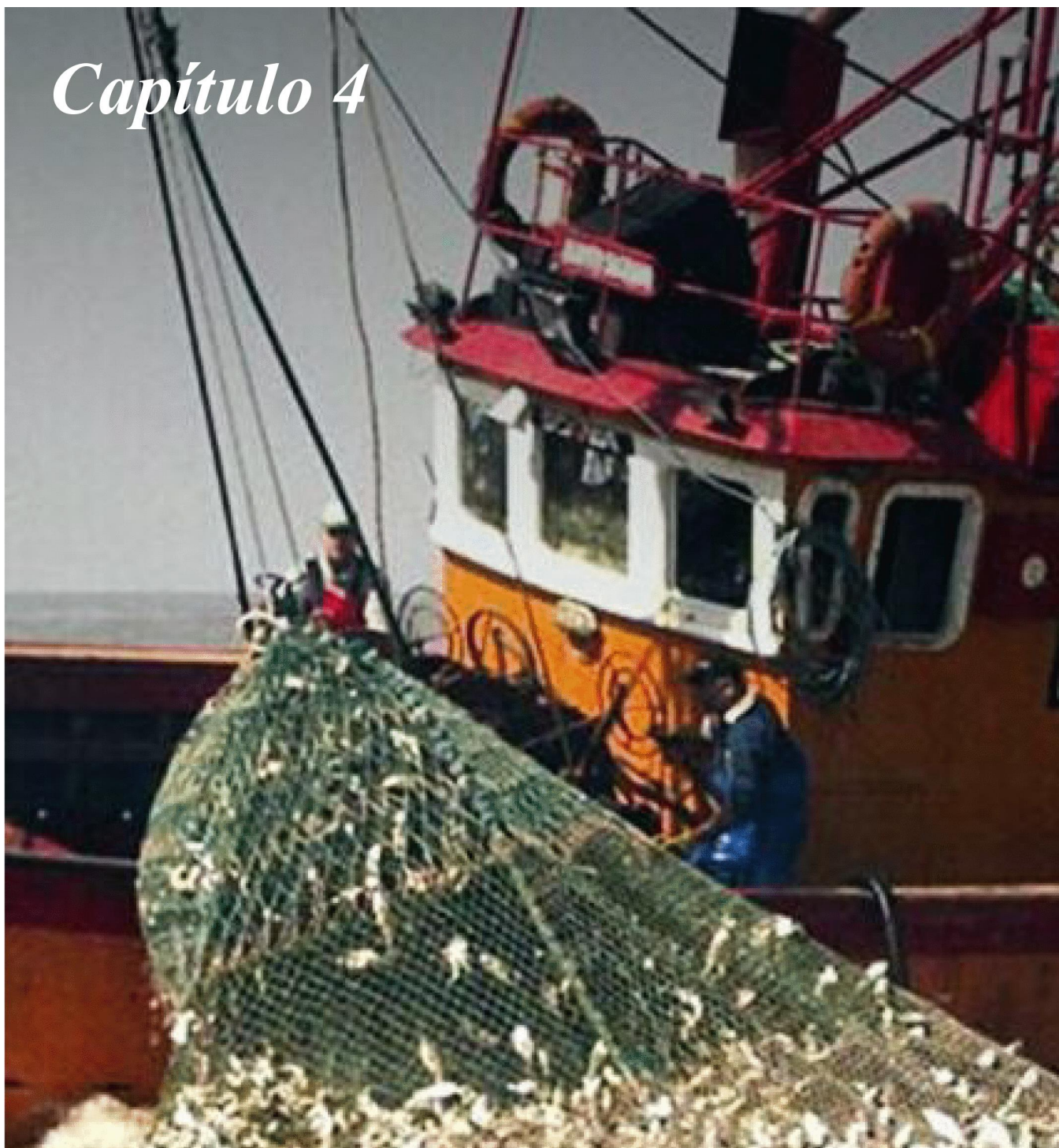
Dado que los ectoparásitos están en contacto permanente con el medioambiente externo, se ha argumentado que en el curso de la evolución ellos pudieron haber desarrollado una mayor flexibilidad y resistencia a los cambios ambientales (MacKenzie, 1999). Sin embargo, contrario a nuestros hallazgos, un metaanálisis realizado por Blanar et al. (2009) sugiere que los parásitos expuestos directamente (e.g., ectoparásitos y estadios de vida libre de endoparásitos) a los contaminantes serían más tolerantes que los endoparásitos (e.g. acantocéfalos, nematodos), debido a que éstos últimos se beneficiarían en cierta medida por el transporte homeostático y contaminante y de los mecanismos de desintoxicación de sus hospedadores.

Estudios recientes han revelado que la interacción entre la contaminación y el parasitismo es mucho más compleja que sólo los efectos directos de la contaminación en los parásitos. Por ejemplo, se conoce que los parásitos acuáticos, principalmente los acantocéfalos, reducen los niveles de contaminantes dentro de sus hospedadores. Por lo tanto, los parásitos podrían incluso tener una influencia positiva en sus hospedadores si estos últimos se encuentran expuestos a contaminación ambiental. Además, en algunos casos, los parásitos y la contaminación actúan en conjunto, lo que produce efectos sinérgicos que pueden ser más nocivos para el hospedador que sólo los efectos de los parásitos o de la contaminación (Sures, 2006).

Varios estudios sugieren que la relación entre el parasitismo y la contaminación puede ser altamente variable, teniendo efectos positivos, negativos o nulos sobre las abundancias parasitarias dependiendo del tipo e intensidad de los contaminantes, incluso dentro de un mismo grupo de parásitos o especie (Lafferty, 1997; Blanar et al., 2009; Vidal-Martínez et al., 2010). Curiosamente, el estudio de Blanar et al. (2009) también reveló que los parásitos de los sistemas marinos son en general menos vulnerables a la contaminación que aquellos de sistemas de agua dulce, quizá debido a una complejidad mayor y a una naturaleza más abierta de los ecosistemas marinos.

Por ende, es probable que la resistencia o tolerancia a la infección, sino ambas, puedan variar con los contaminantes, los parásitos, los patógenos, los hospedadores y su edad, sexo, así como también entre ecosistemas (Marcogliese & Pietrock, 2011).

Capítulo 4



Parásitos de peces provenientes de la pesca artesanal e industrial de Patagonia con énfasis en aquellos causantes de enfermedades zoonóticas

Capítulo 4. Parásitos de peces provenientes de la pesca artesanal e industrial de Patagonia con énfasis en aquellos causantes de enfermedades zoonóticas

INTRODUCCIÓN

Los arrecifes rocosos costeros de la Patagonia norte son áreas de sustrato duro o semiduro, de génesis diversa, que presentan un relieve irregular y ofrecen grietas, cuevas y aleros que algunos peces utilizan como refugio. De tamaños limitados, con extensiones que alcanzan unos pocos cientos de metros, estos arrecifes se encuentran esparcidos sobre los fondos predominantemente blandos de los golfos San Matías, San José, Nuevo y San Jorge, así como sobre el resto del litoral chubutense (Venerus, 2010). Conocidas localmente como salmoneras, mereras o restingas, constituyen un hábitat particular que alberga a un conjunto de peces característico, siendo los más frecuentes y conspicuos el mero (*Acanthistius patachonicus*), el turco (*Pinguipes brasilianus*), el escrófalo (*Sebastes oculatus*) y el salmón de mar (*Pseudopercis semifasciata*) (Galván et al., 2009b). Muchas de las especies de peces que integran este conjunto presentan una distribución más amplia y sustentan actividades comerciales y recreativas como la pesca y el buceo (Venerus, 2010).

La pesquería recreativa marina de altura en la provincia del Chubut es una pesquería de acceso abierto, no existe límite al número de embarcaciones ni de pescadores que pueden realizar esta actividad. Debido al tamaño de las salmoneras, la modalidad preferida de pesca es al garete: las embarcaciones son dejadas a la deriva y atraviesan los arrecifes al ser arrastradas por las corrientes y los vientos. Cada año, entre octubre y abril, los pescadores artesanales o recreativos se instalan en campamentos temporarios en la costa del Golfo San José y permanecen allí desde un día a dos meses (Irigoyen & Galván, 2010).

En cuanto a la pesca industrial o de altura, la especie considerada el principal recurso pesquero de la Argentina es la merluza común (*Merluccius hubbsi*) (Irusta et al., 2016). Se trata de una especie demersal euri térmica y eurihalina asociada a aguas sub-antárticas de la plataforma y el talud continental que en 2011 alcanzó los máximos niveles de captura y exportación (Irusta et al., 2016). Se distribuye desde el sur de Brasil hasta los 55° S en un rango de profundidad de 50-400 m (Irusta et al., 2016) y es capturada fundamentalmente por las embarcaciones medianas y grandes que operan en alta mar, del tipo fresqueras de altura y congeladoras. El arte empleado es la red de arrastre de fondo. Se la exporta fundamentalmente como filete congelado en presentaciones de diversos tipos,

aunque también como pescado entero fresco, por vía aérea y sus huevas congeladas (Cousseau & Perrotta, 2013).

Los parásitos de peces de interés comercial que malogran la calidad del filete para consumo humano y/o tienen importancia en la salud pública pertenecen principalmente a tres grupos: microsporidios, myxosporidios y nematodos de la familia Anisakidae. Los microsporidios son parásitos estrictamente intracelulares, carecen de mitocondrias en todas las etapas de su ciclo de vida y se caracterizan por esporas de pared única. Las esporas son de ~ 2-10 μm de largo, en su mayoría elipsoidales o en forma de huevo; las especies que infectan peces tienen una gran vacuola posterior (Woo, 2006). Los microsporidios producen lesiones macroscópicas en diversos órganos de los peces (e.g. intestino, hígado, músculo); se pueden observar múltiples lesiones focales debidas a especies que forman xenomas en la superficie del cuerpo, así como en la cavidad corporal, el tracto digestivo y los órganos parenquimatosos. Las lesiones causadas por especies que no forman xenomas tienen una forma menos definida, manifestándose como focos blanquecinos en el tejido afectado (Woo, 2006).

Los myxosporidios son parásitos metazoos altamente especializados de hospedadores acuáticos. Este grupo diverso de organismos se caracteriza por poseer esporas multicelulares con cápsulas polares que contienen filamentos polares extruibles (Woo, 2006). El impacto económico de tales parásitos puede ser severo, especialmente cuando los valores de prevalencia son altos, tanto en especies de peces de cultivo como de poblaciones naturales. Infecciones causadas por myxosporidios multivalvúlicos tales como *Kudoa* spp. dentro de la musculatura de varias especies de peces marinos reducen drásticamente la calidad del filete y en algunos casos causa mioliquefacción, lo que hace que el producto no sea comercializable (Woo, 2006). Pueden causar diversas reacciones, por ejemplo, una degradación enzimática que causa que la carne se ablande y se forme una masa viscosa o de apariencia lechosa (Roberts et al., 2000). En Argentina, *Kudoa rosenbuschi* es un parásito habitual de la merluza común (Sardella & Timi, 2004; Abollo et al., 2005); también *Kudoa alliaris* es comúnmente registrado en músculo de la merluza de cola, *Macruronus magellanicus* (Whipps & Diggles, 2006). Estas especies forman pseudoquistes, los cuales son originalmente microscópicos y blancos, pero al avanzar la infección se hacen macroscópicamente visibles y presentan un color oscuro característico, causado por la acumulación de productos de degradación (Abollo et al., 2005). Sardella (1988) demostró la existencia de proteólisis en el músculo esquelético de la merluza común alrededor de pseudoquistes blancos y negros. Martone et al. (1999) demostró que los pseudoquistes de *K. rosenbuschi* contenían una abundante cisteína proteasa, la cual es capaz de degradar *in vitro* todos los constituyentes de las miofibrillas del músculo esquelético de la merluza. Sin embargo, *M. hubbsi* infectada por *K. rosenbuschi* no exhibe un intenso proceso gelatinoso (como resultado de la

degradación de las miofibrillas) debido a la formación de pseudoquistes negros con paredes gruesas que previenen la secreción y posterior difusión de las proteasas. Sin embargo, los procesos de proteólisis más altos fueron observados alrededor de los pseudoquistes microscópicos, los cuales no poseen paredes conjuntivas (Abollo et al., 2005).

Los encapsulamientos de larvas de nematodes en el músculo también malogran la calidad del filete, promueven el crecimiento bacteriano y la degradación enzimática de la carne (McClelland, 2002). Las larvas de anisákidos infectan el músculo (filetes) de pescado y el manto de los calamares que, cuando son consumidos crudos o poco cocidos por los seres humanos, pueden causar la enfermedad zoonótica conocida como *anisakidosis* (Mattiucci et al., 2017a). Respecto a esto, la identificación de los anisákidos es relevante, no sólo para los veterinarios y los inspectores de alimentos públicos o industriales, sino también para la medicina y la patología humana (Mattiucci et al., 2017a).

Entre las enfermedades, las zoonosis son aquellas que se transmiten de los animales vertebrados (e.g. peces) al hombre. Los animales desempeñan una función esencial en el mantenimiento de la infección en la naturaleza y el hombre es sólo un hospedador accidental (Naquira, 2010). El número de las zoonosis aumenta a medida que se incrementan los conocimientos que aportan las diferentes disciplinas médico-biológicas. Nuevas enfermedades zoonóticas surgen continuamente, con la incorporación de la actividad humana en nuevos territorios que contienen focos naturales de infección o con el mejoramiento de las infraestructuras de salud y de los métodos de diagnóstico que facilitan el reconocimiento de entidades mórbidas que existían en el biotipo del hombre pero que se confundían con otras más comunes (Chai et al., 2005).

En el mundo existen varias zoonosis y enfermedades parasitarias transmitidas por consumo de pescado crudo o semicocido por parte del hombre (e.g., trematodiasis, teniasis, gnathostomiasis). Pueden ser peces de agua dulce o marinos, hospedadores paraténicos o intermediarios de muchas especies de parásitos los que transmiten diversas enfermedades (Chai et al., 2005; Lima dos Santos & Howgate, 2011).

En general, existen pocos estudios realizados en la costa norpatagónica sobre las especies de parásitos de peces de interés comercial y las posibles zoonosis que ellos pudieran ocasionar. La principal zoonosis es la anisakidosis, cuyo agente etiológico es el estadio larval de nematodes ascaridoideos de los géneros *Anisakis*, *Pseudoterranova* y *Contracaecum* (Anisakidae). Estos parásitos, en estado adulto, se alojan en el estómago e intestino de mamíferos y en el caso de *Contracaecum* también aves marinas piscívoras. Las larvas parasitan a varias especies de peces (e.g. merluza, pejerrey, turco) que son hospedadores paraténicos (es decir, de transporte, de dispersión de las larvas, donde el parásito no cambia de estadio) (e.g. Sardella & Timi, 2004; Timi et al., 2008;

Carballo et al., 2011). El ser humano se infecta de manera accidental al ingerir carne de pescado cruda, ahumada o poco cocida (cebiche o sushi); sin embargo, el hombre actuaría como hospedador aberrante de estas larvas, ya que el parásito no sobrevive. El fenómeno disparador del principal efecto patogénico de los anisákidos radica en su capacidad de invadir los tejidos del hospedador. A su vez, las infecciones pueden estar acompañadas por severas reacciones alérgicas como la urticaria, angioedema y anafilaxis, aunque estos nematodos estén muertos y a pesar que el pescado haya sido cocido o congelado (Nieuwenhuizen et al., 2009; Moneo et al., 2017).

La *anisakiasis*, la enfermedad zoonótica causada por *Anisakis simplex* (s.l.) ha ganado relevancia por su implicancia en la salud e importancia económica, en particular en aquellos países en donde el consumo de pescado crudo y calamar es frecuente y los casos humanos aumentan con los reportes de varios países europeos (España, Italia y Francia). Un número de platos de pescado o mariscos son considerados de alto riesgo para la transmisión de anisakiasis humana en estos países, incluyendo boquerones y anchoas marinadas, las anchoas marinadas italianas, el ceviche latinoamericano, etc.

Las larvas del complejo de especies *Pseudoterranova decipiens* son el segundo patógeno más común entre los anisakidos reportados en humanos, después de las especies del complejo *A. simplex*. Los nematodos del género *Pseudoterranova* han probado ser, no solo un problema costoso para los procesadores, sino también un riesgo para la salud humana debido a la patología severa que pueden causar cuando se consumen pescados crudos o poco cocidos, provocando en humanos la enfermedad zoonótica conocida como *pseudoterranovosis*. Se han reportado algunos efectos regionales en el grado de la patología causada por larvas de *Pseudoterranova* spp. En Japón, la mayoría de los pacientes presentan una severa patología causada por la penetración del tracto alimenticio, mientras que la mayoría de los casos diagnosticados en Europa y Chile han sido clasificados como “luminal transitoria” y asintomática, siendo los nematodos expulsados por tos, vómito o defecación (Mattiucci et al., 2017b).

Los parásitos de algunas especies de peces de la pesca artesanal de los golfos norpatagónicos o alrededores han sido estudiados, e.g. los del turco (Timi et al., 2008), del salmón de mar (Timi & Lanfranchi, 2009b) y del escrófalo (Sueiro et al., 2017); como así también de la merluza común (Sardella & Timi, 2004) de diferentes zonas del Mar Argentino.

El objetivo general del presente capítulo es conocer los parásitos que afectan a los principales peces de interés económico en la costa Patagónica, tanto aquellos capturados por la pesca recreativa y artesanal en los arrecifes norpatagónicos (turco y salmón de mar) como la merluza común, que es procesada en plantas pesqueras de Puerto Madryn; asimismo se pretende conocer sus prevalencias, abundancias e intensidades, con énfasis en parásitos que malogran los productos pesqueros y los que causan zoonosis.

Objetivos específicos

1. Identificar y cuantificar los parásitos, con énfasis en aquellos de importancia zoonótica, de dos especies de peces de interés en la pesca recreativa y artesanal de los golfos San José y Nuevo como son el turco *Pinguipes brasilianus* Cuvier (Pinguipedidae) y el salmón de mar *Pseudopercis semifasciata* (Cuvier) (Pinguipedidae).
2. Identificar y cuantificar las especies de parásitos presentes en peces provenientes de la pesca industrial, es decir, procesados en una planta pesquera (ALPESCA S.A.) de la ciudad de Puerto Madryn; con énfasis en aquellas causantes de anisakidosis y que disminuyen la calidad de los productos destinados al consumo humano (e.g. myxosporidios).
3. Comparar la prevalencia, abundancia media e intensidad media de las larvas de anisákidos halladas en mesenterio y músculo de las distintas especies de peces, tanto provenientes de la pesca recreativa y artesanal como de la pesca industrial.

MATERIALES Y MÉTODOS

Las muestras de turco y salmón de mar fueron tomadas de los golfos norpatagónicos (San José y Nuevo), los datos de los peces de arrecife capturados se observan en la Tabla 2 y los de la merluza común en el texto debajo de dicha tabla, en la sección Materiales y Métodos General del presente trabajo de tesis.

Las merluzas se obtuvieron de una de las plantas pesqueras más grandes que operaban en la ciudad de Puerto Madryn, ALPESCA SA. Los peces frescos fueron trasladados inmediatamente al laboratorio, donde se siguió el protocolo de prospección parasitaria y tratamiento de los parásitos obtenidos descrito en la sección de Materiales y Métodos General del presente trabajo de tesis.

Se prospectaron 116 filetes y siete ejemplares enteros de merluza común (*Merluccius hubbsi*). Los filetes se revisaron mediante un transiluminador.

Se calcularon los descriptores cuantitativos poblacionales (prevalencia, abundancia media e intensidad media de infección) para cada especie de parásito hallada según Bush et al. (1997).

RESULTADOS

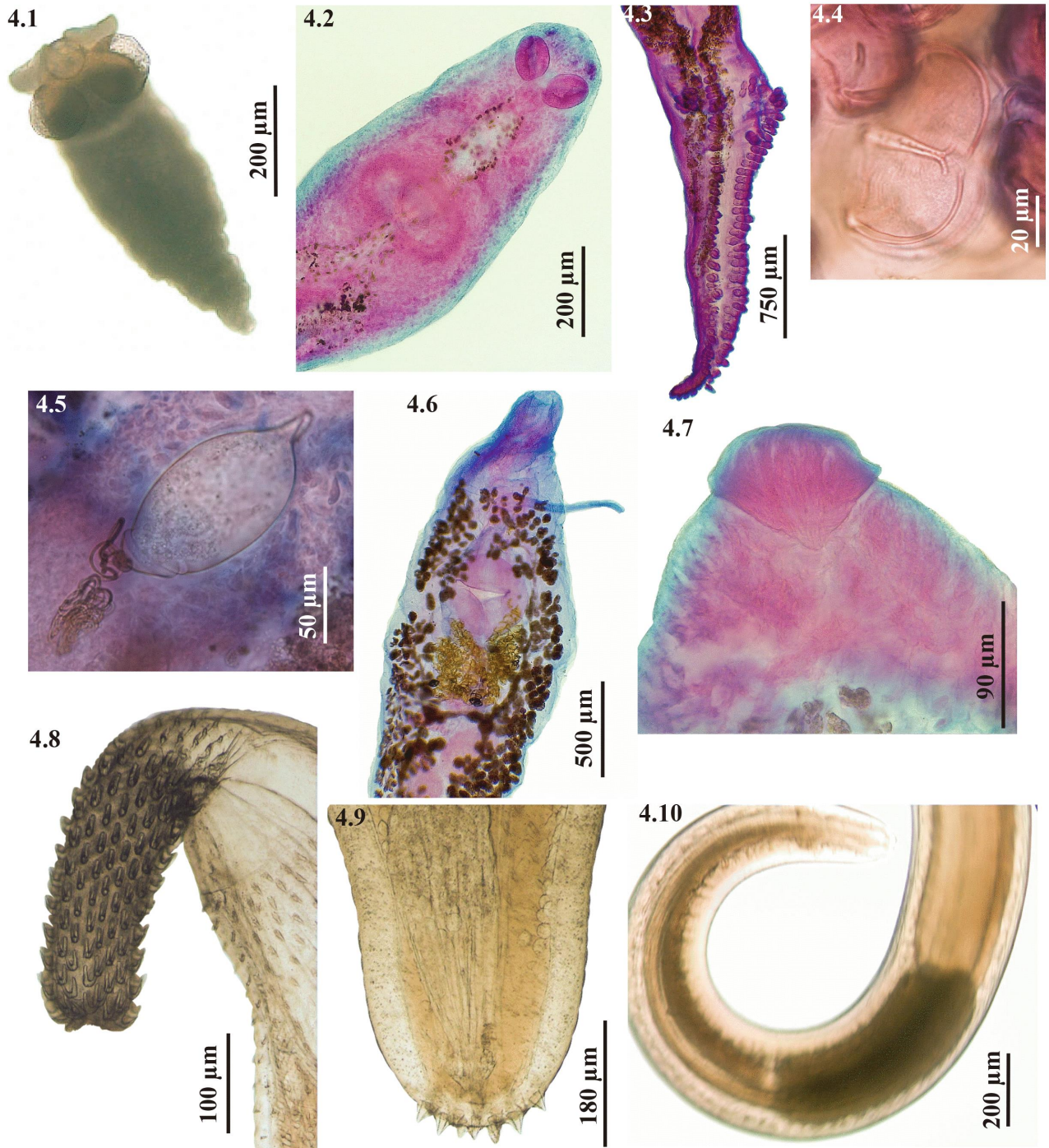
Parásitos provenientes de la pesca artesanal y recreativa

Además de los parásitos hallados en el mero *Acanthistius patachonicus* (Jenyns) (Serranidae), del cual se reportaron 13 especies pertenecientes a siete grupos (ver en los capítulos 1 y 2 del presente trabajo de tesis) y en el escrófalo *Sebastes oculatus* Valenciennes (Sebastidae), del cual se reportaron 10 especies pertenecientes a siete grupos (ver en capítulo 3 del presente trabajo de tesis) y que incluyeron dos especies zoonóticas (nematodes anisákidos *Anisakis* sp. y *Pseudoterranova* sp.) de los golfos norpatagónicos, se determinaron los parásitos hallados en especímenes de salmón de mar *Pseudoperca semifasciata* (n=21) y de turco *Pinguipes brasilianus* (n=18).

En el salmón de mar se hallaron 13 especies de parásitos, pertenecientes a siete grupos (Tabla 4.1) (Figs. 4.1-4.10) y en el turco se hallaron 12 especies, pertenecientes también a siete grupos (Tabla 4.2) (Figs. 4.11-4.18).

Tabla 4.1. Descriptores cuantitativos poblacionales de los parásitos hallados en el salmón de mar, *Pseudoperca semifasciata* (Cuvier) en primavera y verano por localidad de captura del Golfo San José (GSJ), provincia del Chubut. Abreviaturas: A, adulto, Al=aletas, Am= abundancia media, B=branquia, C= cistacanta, E=estómago, Es= estadio, DE= desvío estándar, H=hígado, I= intestino, Im=intensidad media, L, larva; LIII= larva tres, Lp= larva praniza, Me=mesenterio, Mu=músculo, P= prevalencia (%), SI= sitio de infección.

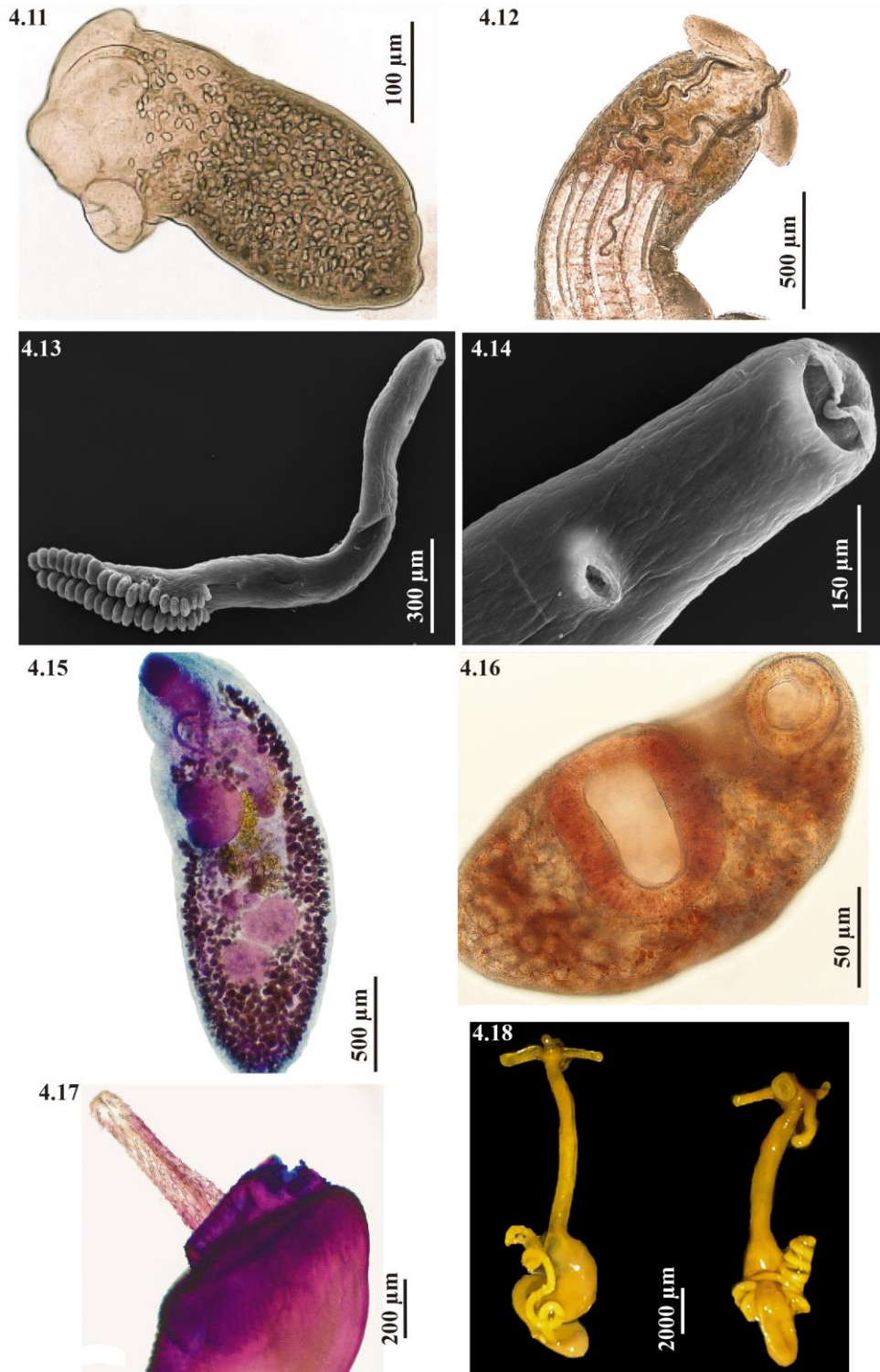
Especie de parásito	Es	SI	Primavera			Verano			Verano		
			Punta Logarítmo, GSJ			Punta Logarítmo, GSJ			F. San Román, GSJ		
			P	Am ± DE	Im ± DE	P	Am ± DE	Im ± DE	P	Am ± DE	Im ± DE
CESTODA											
Larva de tipo tetrafilídeo	L	I	43	1,6 ± 48,0	3,7 ± 3,8	68	26,3 ± 61,7	71,3 ± 61,7	14	0,3 ± 0,8	2,6 ± 0,9
MONOGENOIDEA											
<i>Microcotyle pseudopercis</i>	A	B	43	4,1 ± 6,5	9,7 ± 10,8	71	4,9 ± 7,7	6,8 ± 8,6	43	0,4 ± 0,5	1,0 ± 0,0
TREMATODA: DIGENEA											
<i>Neolebouria georgenascimentoi</i>	A	I	86	8,1 ± 15,0	9,5 ± 18,0	63	1,4 ± 3,7	5,2 ± 3,3	29	8,3 ± 21,1	29,0 ± 38,2
Hemiuridae gen. et sp.	A	E	0	0,0	...	11	0,1 ± 0,4	1,0	0	0,0 ± 0,0	...
Bucephalidae tipo <i>Proserhynchus</i>	A	E	0	0,0	...	16	0,0 ± 0,0	...	14	0,1 ± 0,4	1,0
Bucephalidae tipo <i>Bucephalus</i>	A	E	0	0,0	...	16	0,0 ± 0,0	...	14	0,1 ± 0,4	1,0
ACANTHOCEPHALA											
<i>Corynosoma</i> sp.	C	Me	71	2,0 ± 1,8	2,8 ± 2,5	58	0,3 ± 1,2	2,0 ± 1,0	29	0,7 ± 1,3	2,0
NEMATODA											
<i>Dichelyne</i> sp.	A	I	14	0,1 ± 0,2	1,0	32	0,0 ± 0,0	...	0	0,0 ± 0,0	...
<i>Paracapillaria argentinensis</i>	A	E	0	0,0	...	21	0,0 ± 0,0	...	29	0,3 ± 0,5	2,5 ± 0,7
Anisakidae gen. et sp.	LIII	Me, Mu	71	1,9 ± 1,5	2,6 ± 2,1	47	0,0 ± 0,0	...	43	0,4 ± 0,5	1,0 ± 0,0
<i>Pseudoterranova</i> sp.	LIII	Me, Mu	0	0,0	...	16	0,0 ± 0,0	...	14	1,0 ± 2,6	7,0
<i>Anisakis</i> sp.	LIII	Me, Mu	0	0,0	...	16	0,0 ± 0,0	...	14	0,1 ± 0,4	1,0
COPEPODA											
<i>Trifur tortuosus</i>	A	B	14	0,1 ± 1,7	1,0	79	0,7 ± 2,3	3,3 ± 2,2	71	1,9 ± 1,5	1,0 ± 0,0
ISOPODA											
Gnathiidae gen. et sp.	Lp	Al	0	0,0	...	21	0,1 ± 0,4	1,0	29	0,3 ± 0,5	0,9 ± 0,0



Figuras 4.1-4.10. Algunos de los parásitos hallados en el salmón de mar *Pseudoperca semifasciata* (Cuvier) (Pinguipedidae) del Golfo San José, provincia del Chubut. (4.1) Larva de tipo tetrafilídeo (Cestoda) en intestino, cuerpo entero. (4.2-4.5) Adulto de *Microcotyle pseudoperca* Amato & Cezar, 1994 (Monogenoidea) en branquias. (4.2) Extremo anterior. (4.3) Opisthaptor. (4.4) Detalle de una pinza del opisthaptor. (4.5) Detalle del huevo. (4.6) Adulto de *Neolebouria georgenascimentoi* Bray, 2002 (Digenea) en intestino. (4.7) Bucephalidae gen. et sp. tipo *Prosorhynchus* (Digenea) en estómago, extremo anterior. (4.8-4.9) Cistacanta de *Corynosoma* sp. (Acanthocephala) en mesenterio. (4.8) Extremo anterior. (4.9) Extremo posterior. (4.10) Larva III de *Anisakis* sp. (Nematoda) en mesenterio.

Tabla 4.2. Descriptores cuantitativos poblacionales de los parásitos hallados en el turco, *Pinguipes brasilianus* (Cuvier) en primavera y verano capturados en los golfos norpatagónicos, provincia del Chubut. Abreviaturas: A, adulto, Al=aletas, Am= abundancia media, B=branquia, C= cistacanta, CP=ciegos pilóricos, E=estómago, Es= estadio, DE= desvío estándar, I= intestino, Im=intensidad media, L= larva, LIII= larva tres, Lp= larva praniza, M=metacercaria, Me=mesenterio, Mu=músculo, O=ojos, P= prevalencia (%), Ple=plerocercio, SI= sitio de infección.

Especie de parásito	Es	SI	P	Primavera y verano		P	Primavera y verano	
				Golfo San José			Golfo Nuevo	
				Am ± DE	Im ± DE		Am ± DE	Im ± DE
CESTODA								
Larva de tipo tetrafilídeo	L	I, CP	17	0,6 ± 1,7	3,5 ± 3,5	33	0,3 ± 0,5	1,0 ± 0,0
<i>Grillotia</i> sp.	Ple	Me	8	0,4 ± 1,4	5,0	0	0,0 ± 0,0	...
MONOGENOIDEA								
<i>Microcotyle pseudopercis</i>	A	B	33	0,8 ± 1,4	2,3 ± 1,5	33	0,8 ± 1,3	2,5 ± 0,7
TREMATODA: DIGENEA								
<i>Neolebouria georgenascimentoi</i>	A	I	67	19,7 ± 35,2	29,5 ± 40,2	50	3,3 ± 5,9	6,7 ± 7,4
<i>Diptherostomum</i> sp.	A	I	0	0,0 ± 0,0	...	17	0,7 ± 1,6	4,0
<i>Ectenurus</i> sp.	A	E	0	0,0 ± 0,0	...	33	0,3 ± 0,5	1,0 ± 0,0
Bucephalidae gen. et sp.	M	Al, O	42	33,9 ± 74,0	81,4 ± 101,1	50	281,7 ± 422,4	563,3 ± 456,0
ACANTHOCEPHALA								
<i>Corynosoma</i> sp.	C	Me	25	0,3 ± 0,5	1,0 ± 0,0	17	0,2 ± 0,4	1,0
NEMATODA								
<i>Paracapillaria argentinensis</i>	A	E	33	1,4 ± 8,2	4,3 ± 4,6	50	2,8 ± 3,9	5,7 ± 3,8
Anisakidae gen. et sp.	LIII	Me, Mu	42	0,5 ± 0,7	1,2 ± 0,4	33	0,7 ± 1,2	2,0 ± 1,4
<i>Pseudoterranova</i> sp.	LIII	Me, Mu	8	0,1 ± 0,3	1,0	0	0,0 ± 0,0	...
COPEPODA								
<i>Trifur tortuosus</i>	A	B	42	0,6 ± 0,9	1,4 ± 0,9	83	1,3 ± 1,0	1,6 ± 0,9
ISOPODA								
Gnathiidae gen. et sp.	Lp	Al	17	0,2 ± 0,4	1,0 ± 0,0	17	0,2 ± 0,4	1



Figuras 4.11-4.18. Algunos de los parásitos hallados en el turco *Pinguipes brasiliensis* Cuvier (Pinguipedidae) de los golfos norpatagónicos (San José y Nuevo), provincia del Chubut. (4.11) Larva de tipo tetrafilídeo (Cestoda) en intestino, cuerpo entero. (4.12) Plerocercó de *Grillotia* sp. (Cestoda) en mesenterio, extremo anterior. (4.13-4.14) Adulto de *Microcotyle pseudopercis* Amato & Cezar, 1994 (Monogeneoidea) en branquia. (4.13) Cuerpo entero. (4.14) Extremo anterior, fotografías al microscopio electrónico de barrido. (4.15) Adulto de *Neolebouria georgenascimentoi* Bray, 2002 (Digenea) en intestino. (4.16) Adulto de *Diptherostomum* sp. (Digenea) en intestino. (4.17) Cistacanta de *Corynosoma* sp. (Acanthocephala) en mesenterio. (4.18) Adulto de *Trifur tortuosus* Wilson, 1917 en branquia.

Parásitos provenientes de la pesca industrial

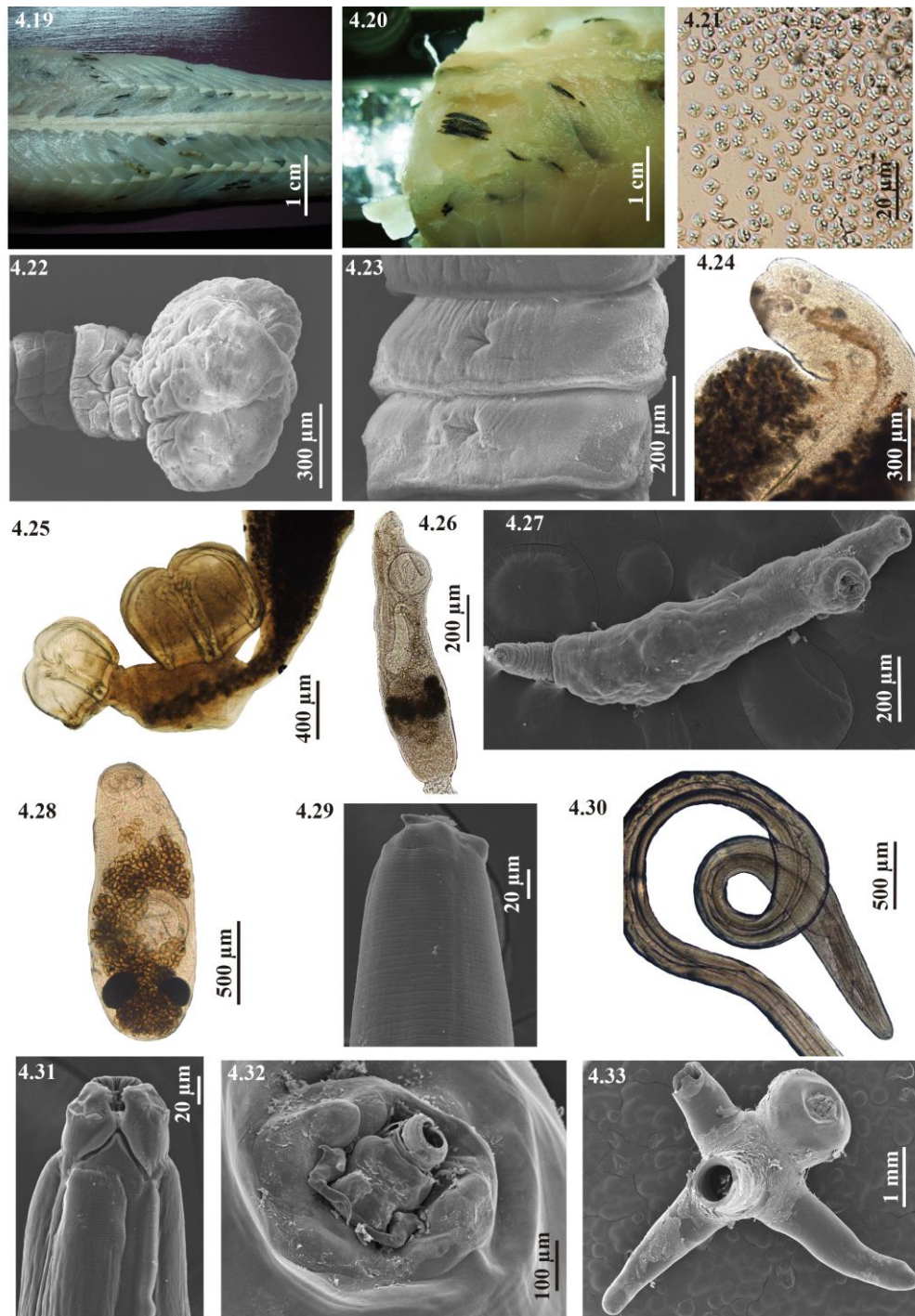
De los 116 filetes (24,64 cm de longitud total promedio) examinados 114 presentaron parásitos. Se hallaron cuatro especies pertenecientes a tres grupos (Tabla 4.3) (Figs. 4.19-4.21, 4.29-4.30, 4.32-4.33). Entre ellos se hallaron nematodos de la familia Anisakidae, potencialmente zoonóticos para el humano. En las merluzas (n=7) enteras (38,3 cm de longitud total promedio) se hallaron nueve especies de parásitos pertenecientes a cinco grupos (Tabla 4.4) (Figs. 4.19-4.33).

Tabla 4.3. Descriptores cuantitativos poblacionales de los parásitos hallados en la merluza común, *Merluccius hubbsi* Marini (filetes) en otoño capturadas en Bahía Grande, provincia de Santa Cruz. Abreviaturas: A=adulto, Am=abundancia media, Es= estadio, DE= desvío estándar, Im=intensidad media, MyE=myxoespora, LIII=larva tres, P=prevalencia (%).

Especie de parásito	Otoño			
	Bahía Grande, Santa Cruz			
	Es	P	Am \pm DE	Im \pm DE
MYXOZOA				
<i>Kudoa rosenbuschi</i> (Gelormini) Szidat, 1966	MyE	92	25,8 \pm 16,0	27,9 \pm 37,5
NEMATODA				
<i>Anisakis</i> sp.	LIII	14	0,2 \pm 0,4	1,3 \pm 0,8
Anisakidae gen. et sp.	LIII	3	0,1 \pm 0,0	2,0 \pm 1,7
<i>Contracaecum</i> sp.	LIII	4	0,1 \pm 0,0	2,0 \pm 1,7
COPEPODA				
<i>Trifur tortuosus</i> Wilson, 1917	A	2	0,0 \pm 0,4	1,0 \pm 0,0

Tabla 4.4. Descriptores cuantitativos poblacionales de los parásitos hallados en la merluza común, *Merluccius hubbsi* Marini (enteras) en otoño capturadas en Bahía Grande, provincia de Santa Cruz. Abreviaturas: A, adulto, Am= abundancia media, B=branquia, E=estómago, Es= estadio, DE= desvío estándar, I= intestino, Im=intensidad media, LIII= larva tres, LIV=larva cuatro, Me=mesenterio, Mu=músculo, MyE=myxoespora, P= prevalencia (%), SI= sitio de infección.

Especie de parásito	Es	SI	P	Otoño	
				Bahía Grande, Santa Cruz	
				Am ± DE	Im ± DE
MYXOZOA					
<i>Kudoa rosenbuschi</i> (Gelormini) Szidat, 1966	MyE	Mu	29	1,0 ± 1,7	3,5 ± 0,7
CESTODA					
<i>Cleistobothrium cristinae</i> Gil de Pertierra et al., 2011	A	I	43	1,9 ± 3,0	4,3 ± 3,2
MONOGENOIDEA					
<i>Anthocotyle merluccii</i> Van Beneden & Hesse, 1863	A	B	14	0,3 ± 0,8	2,0 ± -
TREMATODA: DIGENEA					
<i>Elytrophalloides oatesi</i> (Leiper & Atkinson, 1914)	A	E	71	12,1 ± 17,1	17,0 ± 18,3
<i>Derogenes varicus</i> (Müller, 1784)	A	E	100	4,6 ± 2,5	4,6 ± 2,5
Digenea sin determinar	A	E	43	0,7 ± 1,1	1,7 ± 1,2
NEMATODA					
<i>Anisakis</i> sp.	LIII	Me, Mu	100, 29	21,0 ± 23,7; 0,3 ± 0,5	21,0 ± 23,7; 1,0 ± 0,0
Anisakidae gen. et sp.	LIII	Me, Mu	100, 43	8,0 ± 5,5; 1,4 ± 2,3	8,0 ± 5,5; 3,3 ± 2,5
<i>Contracaecum</i> sp.	LIII	Me	71	4,9 ± 6,4	6,8 ± 6,7
<i>Hysterothylacium aduncum</i>	LIV, A	Me, E, I	86, 57, 57	4,3 ± 3,4; 1,3 ± 1,5; 2,1 ± 2,1	5,0 ± 3,1; 2,3 ± 1,3; 3,80 ± 1,0



Figuras 4.19-4.33. Algunos de los parásitos hallados en la merluza común *Merluccius hubbsi* Marini (Merlucciidae) de Bahía Grande, provincia de Santa Cruz. (4.19-4.21) *Kudoa rosenbuschi* (Gelormini) Szidat, 1966 (Myxozoa) en músculo. (4.19) Pseudoquistes con esporas en un filete. (4.20) Detalle de los pseudoquistes. (4.21) Myxoesporas de *K. rosenbuschi*. (4.22-4.23) Adulto de *Clestobothrium cristinae* Gil de Perterra et al., 2011 (Cestoda) en intestino, fotografías al MEB. (4.22) Escólex. (4.23) Proglótides con detalles de los poros genitales. (4.24-4.25) Adulto de *Anthocotyle merluccii* Van Beneden & Hesse, 1863 (Monogeneoidea) en branquia. (4.24) Extremo anterior. (4.25) Opisthaptor. (4.26-4.27) Adulto de *Elytrophalloides oatesi* (Leiper & Atkinson, 1914) (Digenea) en estómago. (4.26) Cuerpo entero. (4.27) Cuerpo entero, fotografía al MEB. (4.28) Adulto de *Derogenes varicus* (Müller, 1784) (Digenea) en estómago. (4.29) Larva III de *Anisakis* sp. (Nematoda) en mesenterio, fotografía al MEB. (4.30) Larva III de *Contracaecum* sp. (Nematoda) en mesenterio. (4.31) Larva IV de *Hysterothylacium aduncum* (Nematoda) en mesenterio, fotografía al MEB. (4.32-4.33) Adulto de *Trifur tortuosus* Wilson, 1917 (Copepoda) en músculo, fotografías al MEB. (4.32) Detalle de los apéndices cefálicos. (4.33) Detalle del ancla (holdfast), extremo anterior que se inserta en el músculo.

Nematodes anisákidos en algunas las especies de peces de interés comercial en Patagonia**Tabla 4.5.** Descriptores cuantitativos de los anisákidos (Nematoda) zoonóticos hallados en las distintas especies de peces marinos de interés comercial de Patagonia. Abreviaturas: A=adulto, Am= abundancia media, BG=Bahía Grande, E=estómago, Es= estadio, DE= desvío estándar, I=intestino, Im=intensidad media, LIII=larva tres, LIV=larva cuatro, Me=mesenterio, Mu=músculo, P= prevalencia (%).

Especie de pez			<i>Acanthistius patachonicus</i>				<i>Sebastes oculatus</i>		<i>Pseudopercis semifasciata</i>		<i>Pinguipes brasilianus</i>				<i>Merluccius hubbsi</i>			
			G. Nuevo		G. San José		G. Nuevo		G. San José		G. Nuevo		G. San José		BG, Filetes		BG, Enteras	
			Am ±										Am ±					
Des. cuantitativos			P (%)	DE	P (%)	Am ± DE	P (%)	Am ± DE	P (%)	Am ± DE	P (%)	Am ± DE	P (%)	DE	P (%)	Am ± DE	P (%)	Am ± DE
Nematodes	Es	SI																
<i>Anisakis</i> sp.	LIII	Me	10	0,2 ± 0,6	3	0,1 ± 0,9	17	0,3 ± 0,6	5	0,0 ± 0,2							100	21,0 ± 23,7
	LIII	Mu	4	0,1 ± 0,3	2										14	0,2 ± 0,5	29	0,3 ± 0,5
<i>Contracaecum</i> sp.	LIII	Me													4	0,1 ± 0,5	71	4,9 ± 6,4
<i>Pseudoterranova</i> sp.	LIII	Me	17	0,4 ± 1,1	15	1,5 ± 9,2	63	2,9 ± 5,1	5	0,3 ± 1,5	0	0,0 ± 0,0	8	0,1 ± 0,3				
	LIII	Mu	16	0,6 ± 1,9	20	1,0 ± 3,1												
Anisakidae gen. et sp.	LIII	Me	74	4,0 ± 7,6	63	4,3 ± 12,4	78	7,7 ± 10,9			33	0,7 ± 1,2	42	0,5 ± 0,7			100	8,0 ± 5,5
	LIII	Mu	67	1,5 ± 1,7	53	2,0 ± 5,7			38	0,8 ± 1,4					3	0,1 ± 0,4	43	1,4 ± 2,3

DISCUSIÓN

Los parásitos marinos constituyen una amenaza potencial para la salud y calidad de productos pesqueros (Llarena-Reino et al., 2013). Desde mediados del siglo XX, las evidencias científicas han confirmado la existencia de una alta prevalencia de parásitos en las poblaciones naturales que luego conforman los productos pesqueros de interés comercial en todo el mundo (Llarena-Reino et al., 2013).

En los peces de arrecife, el salmón de mar y el turco, se hallaron 13 y 12 especies de parásitos respectivamente, pertenecientes a siete grupos. En el salmón de mar se hallaron ocho especies de parásitos de las 22 reportadas por Timi & Lanfranchi (2009) de la zona de las afueras de Península Valdés, provenientes de mayor profundidad. Se obtuvieron prevalencias menores a las reportadas en el mencionado trabajo, de larvas de tipo tetrafilídeo (Cestoda), larvas III de *Anisakis* sp. y *Pseudoterranova* sp. (Nematoda) y larvas cistacanta de *Corynosoma* sp. (Acanthocephala); por el contrario, se obtuvieron prevalencias mayores que las reportadas de *Microcotyle pseudopercis* Amato & Cezar, 1994 (Monogeneoidea), *Paracapillaria argentinensis* Timi, Rossin, Lanfranchi & Etchegoin, 2007 (Nematoda), *Trifur tortuosus* Wilson, 1917 (Copepoda) y la larva praniza de la familia Gnathiidae (Isopoda). Los salmones procedentes de mayor profundidad estudiados por Timi & Lanfranchi (2009) presentaron una mayor diversidad de parásitos y prevalencias (de algunas especies) que aquellos procedentes de arrecife examinados en el presente trabajo de tesis. Estas diferencias podrían deberse a que se trata de dos zonas muy distintas, los salmones en aguas más profundas presentarían otro tipo comportamiento (más vágiles) y explotarían otras redes tróficas y, por ende, estarían en contacto con una mayor abundancia y diversidad de hospedadores intermediarios que los salmones más sedentarios de arrecife donde, tal vez, existiría menos disponibilidad de hospedadores intermediarios. Además, el número de salmones estudiados por Timi & Lanfranchi (2009) fue mayor.

En el turco se hallaron ocho de las 12 especies reportadas por Timi et al. (2008) para Bahía Cracker (Golfo Nuevo). Sin embargo, cabe destacar que en el presente trabajo de tesis se consideró a las especies de anisákidos como Anisakidae gen. et sp., mientras que en el trabajo de Timi et al. (2008) se determinaron todas las especies de anisákidos (*Anisakis simplex*, *Terranova* sp. y *Pseudoterranova* sp.). En los especímenes examinados en la presente tesis no se halló al copépodo *Neobranchiella spinicephala* (Ringuelet, 1945). Las diferencias en las prevalencias fueron muy variables entre las especies halladas en esta tesis y las del mencionado trabajo, pudiendo deberse a que fueron muy pocos individuos muestreados de la misma localidad; sin embargo, observando los

valores hallados entre los dos golfos (Nuevo y San José), se pueden señalar algunas diferencias: el digeneo *Diptherostomum* sp. sólo estuvo presente en el Golfo Nuevo, debido a que los otros hospedadores intervinientes en su ciclo de vida estarían presentes sólo en el mencionado golfo: el gasterópodo (*Buccinanops globulosus*) y un poliqueto (*Kinbergonuphis dorsalis*) (Gilardoni, com. pers.).

Con respecto a los parásitos hallados en los filetes de merluza, mayoritariamente se halló el myxosporidio *Kudoa rosenbuschi* y larvas III de nematodos anisákidos con prevalencias muy altas y en menor medida se halló el copépodo *Trifur tortuosus* con bajas prevalencias.

Todas las especies halladas en merluza se correspondieron con aquellas reportadas por Sardella & Timi (1996) para la zona de pesca común argentino-uruguaya; los parásitos de larga permanencia (como los anisákidos y el myxosporidio) también fueron los mismos que los reportados por Sardella & Timi (2004), las cuales fueron utilizadas para determinar tres stocks de merluza, uno en el Golfo San Matías, otro en el golfo San Jorge y otro en la plataforma patagónica.

Con respecto a los myxosporidios hallados, cabe destacar que hasta hace poco tiempo se consideraban como inocuos para la salud humana; sin embargo, Kawait et al. (2012) identificaron a *Kudoa septempunctata* de Japón como el agente etiológico de un nuevo brote de enfermedad transmitida por alimentos asociado con el consumo del lenguado (*Paralichthys olivaceus*) crudo; los síntomas de la enfermedad son los de una gastroenteritis. Este fue el primer trabajo que demostró la patogenicidad para el humano de esporas de una especie de *Kudoa*.

Con respecto a las larvas de nematodos halladas, podemos decir que la mayor prevalencia de *Anisakis* sp. en la merluza, en relación a los peces de arrecife, se debería a que quizás sea mayor la abundancia de sus primeros hospedadores intermediarios (pequeños crustáceos) y de sus hospedadores definitivos (cetáceos marinos) en aguas más frías del Atlántico Sudoccidental. *Contracaecum* sp. se halló en el mesenterio de las merluzas enteras con un 71% de prevalencia y sólo en un 4% en los filetes destinados a consumo humano. Es posible que el evisceramiento se haya realizado rápidamente y los anisákidos no hayan migrado al músculo.

Entre las nueve especies de *Anisakis* descriptas, sólo dos han sido reportadas como agentes causantes de anisakiasis humana: *Anisakis simplex* (s.s.) y *A. pegreffii*. Sin embargo, a pesar de que *A. pegreffii* se encuentra en varias especies de peces de importancia económica en la región austral, no hay casos humanos reportados. En contraste, varios casos de anisakiasis gástrica, intestinal y gastro-alergias han sido causados por el nematode molecularmente identificado como *A. pegreffii* en pacientes que ingirieron pescado crudo o poco cocido originario de aguas de la región boreal. Similarmente, no hay datos sobre la posible infectividad a humanos de *A. berlandi*, que

frecuentemente coinfecta con *A. pegreffii* la misma especie de pez en la región austral (Mattiucci et al., 2017b).

Por otra parte, *Pseudoterranova* spp. en mesenterio se halló principalmente en los peces de arrecife; la mayor prevalencia se obtuvo en el escrófalo (78%), seguida por el mero (15-17%, ambos golfos). Sólo se obtuvieron datos de prevalencia de *Pseudoterranova* sp. en músculo de mero (16-20% en ambos golfos). Por último, se obtuvieron prevalencias altas de Anisakidae gen. et sp. en mesenterio (larvas sin identificar a nivel de género), en primer lugar, en la merluza, con prevalencias de 100% (en las merluzas enteras), en los peces de arrecife el valor más alto lo obtuvo el escrófalo (78%), seguido del mero (74-63% en ambos golfos) y el turco (33-42% en ambos golfos) y los Anisakidae gen. et sp. en músculo tuvieron los máximos valores de prevalencia en el mero (67-53% en ambos golfos), seguido de las merluzas enteras (43%) y en tercer lugar por el salmón de mar (38%), mientras que en los filetes de merluza sólo se observó un 3% de prevalencia.

Cabe destacar que la mayor prevalencia de nematodes anisákidos fue registrada en mesenterio y no en músculo (es decir, en filetes para consumo humano), lo que reduciría en gran medida la transmisión de la anisakidosis a la población humana. Los sitios más frecuentes de encapsulación observados fueron el hígado y el mesenterio, especialmente aquel que rodea al tracto intestinal. También se observaron larvas encapsuladas en la musculatura, principalmente en los músculos hipoaxiales y ventrales, ya que son éstos los que rodean la cavidad visceral y, por lo tanto, son los primeros que encuentra la larva en su migración desde el lumen del tracto intestinal. Según algunos autores, cuando se captura el pescado y muere, existiría un proceso de desencapsulamiento de las larvas como consecuencia de los cambios *post mortem* que sufre el pescado, aunque estaría influenciado por la localización de las larvas, la especie de pez y la temperatura de mantenimiento (Rello Yubero et al., 2004).

En Argentina existen tres reportes de anisakidosis, dos de los cuales son dudosos. Uno se trató de una niña de nueve años habitante de la provincia de Buenos Aires que eliminó en las heces un nematode identificado como una larva III de anisákido; la paciente presentaba desnutrición crónica por pautas higiénico-dietéticas deficitarias y sintomatología gastrointestinal inespecífica. Del interrogatorio a la familia sobre sus hábitos alimentarios se conoció que el consumo de pescado obtenido de la pesca representaba la principal fuente alimenticia (Menghi et al., 2011). Sin embargo, el tamaño reportado de la larva es muy grande (4 cm) para tratarse de una larva de *Anisakis*, en la fotografía se indica la presencia de un mucrón en la cola que en realidad no se observa y se describe la presencia de tres labios, por lo que el verme no sería una larva. Además, comentan que en los análisis de material fecal hallaron *Ascaris lumbricoides*, tal vez, se trate de dicha especie y no de un *Anisakis*. El otro reporte lo realizó una médica del Hospital Italiano, de una mujer de 33 años que

presentaba un cuadro de gastroenteritis, pero no le hicieron ningún tipo de análisis y por hallar una larva de anisákido en la bandeja del sushi reportaron que la paciente sufría anisakidosis (Cahn et al., 2011). El tercer reporte fue de una mujer de 46 años habitante de la provincia de Buenos Aires, consumidora de sushi, sashimi y mariscos con una frecuencia mensual. El motivo de consulta fue pirosis, reflujo gastroesofágico, astenia y adinamia. No presentó antecedentes previos de patología digestiva. Consultó al gastroenterólogo quien indicó realizar un video endoscopía digestiva alta. Durante el procedimiento se observó en el techo gástrico, un pequeño parásito alargado, blanquecino, de aproximadamente 1 cm de extensión, de activos movimientos, penetrando la pared gástrica. Se procedió a la remoción completa del mismo con pinza de biopsia, dejando un pequeño orificio en la mucosa. Además, existían signos de gastritis y una hernia hiatal. El examen morfométrico del espécimen reveló caracteres de LIII de un anisákido (tamaño, presencia de diente perforante, esbozos labiales y mucrón caudal) aunque el estado de conservación no permitió visualizar detalles del ventrículo. Tentativamente se lo identificó como *Anisakis* sp. aguardándose confirmación por secuenciación genómica (Abuin et al., 2012).

El hecho de que se haya reportado un caso comprobado en nuestro país no significa que la enfermedad no exista, sino que está subdiagnosticada; no obstante, las tradiciones culinarias en Argentina involucran cocinar bien el pescado a diferencia de la comida chilena o peruana. Cabe destacar que Chile reporta varios casos al año de pseudoterranovosis por consumo de “ceviche” (e.g. Torres et al., 2007).

Las razones de estas enfermedades emergentes en productos de la pesca son diversas; principalmente, los brotes dependen de la naturaleza de la estrategia y del ciclo de vida de los parásitos, pero sobre todo en una gestión no controlada de los ecosistemas y en los nuevos consumidores que alientan hábitos de consumo de productos crudos o semicocidos. Ejemplos bien conocidos de implicancias basadas en los ecosistemas de parásitos son las políticas proteccionistas de los mamíferos marinos, seguido de varias prácticas de pesca que pueden aumentar el reclutamiento de nematodos anisákidos alergénicos zoonóticos, en las zonas de pesca (Llarena-Reino et al., 2015).

La detección y delimitación de especies de parásitos crípticos es vital para nuestra comprensión de sus respuestas a la perturbación y la variación en las tolerancias fisiológicas que pueden determinar sus distribuciones geográficas, posibles asociaciones de hospedadores y patrones de enfermedad. El análisis genético de nematodos anisákidos ha proporcionado herramientas esenciales para el reconocimiento básico de las especies y su ecología. Sin embargo, a pesar de la extensa literatura existente sobre la ocurrencia y descripción de nematodos anisákidos en la Región Austral, se requiere contar con más información sobre el alcance completo de su distribución geográfica,

ciclos de vida, rango de hospedadores y epidemiología de las especies de *Anisakis*, *Pseudoterranova* y *Contracaecum*. Esto también permitirá aclarar la posible transmisión de la enfermedad (anisakidosis) a los humanos (Mattiucci et al., 2017a).

En los últimos 20 años los anisákidos han sido un *trending topic* en la comunidad científica, los consumidores de pescado y la industria de control de riesgos biológicos en los productos del mar. Esto es consecuencia de las alarmas sociales existentes en la mayoría de los países europeos del sur, vinculados con el registro de tendencias de la literatura médica disponible sobre las consecuencias para la salud pública de anisákidos en general y del género *Anisakis* en particular (Llarena-Reino et al., 2015). Además de la repercusión que tienen en la seguridad de los productos pesqueros, el aspecto de los peces parasitados disminuye su valor comercial al afectar a la estética de dichos productos. Este hecho dificulta la comercialización de productos del mar dentro de un comercio internacional justo y las preferencias de los consumidores que exigen productos con alta calidad estándar. La evaluación del riesgo de este peligro exige una estrategia de gestión como la base de un comercio internacional justo para los productos de diferente origen y métodos de producción. En la mayoría de los casos la estrategia y las herramientas disponibles que se implementan no están aún integradas en la industria (Llarena-Reino et al., 2015).

CONCLUSIONES

Las comunidades de *Acanthistiuss patachonicus* albergaron 13 especies de parásitos, de las cuales se destacaron dos especies con altas prevalencias y abundancias (*Proisorhynchus* sp. y larvas de anisákidos, pertenecientes principalmente a *Pseudoterranova cattani* y en menor medida a *Anisakis* sp.). De acuerdo a la fauna parasitaria hallada, *A. patachonicus* se comporta como hospedador intermediario para una larva de cestode (de tipo tetrafilídeo), un digeneo (metacercaria de *Proisorhynchus* sp.) y un isópodo (Gnathiidae gen. et sp.); como hospedador paraténico para una larva de acantocéfalo (cistacanta de *Corynosoma* sp.) y dos nematodos anisákidos (larvas III); siendo este pez un ítem presa de peces cartilaginosos, teleósteos y mamíferos marinos de la región. Además, se comporta como hospedador definitivo para digeneos (*Lecithocladium cristatum* y *Lecithochirium* sp.), un monogeneo (*Allobenedenia dischizosepta*), nematodos (*Dichelyne szidati*, Dracunculoidea fam. gen. et sp.) y copépodos (*Clavella* sp., *Clavellotis* sp.).

Cinco de los parásitos mencionados presentaron prevalencias muy bajas, como en el caso de la larva de tipo tetrafilídeo, *Lecithochirium* sp., *L. cristatum*, Dracunculoidea fam. gen. et sp. y *Clavellotis* sp.; pudiendo ser parásitos ocasionales en el mero.

Las cargas parasitarias que albergan los meros en los arrecifes de aguas templadas de los golfos norpatagónicos están principalmente determinadas por las variaciones a microescala en las condiciones ambientales y biológicas de los arrecifes. A esta variabilidad espacial dentro de cada arrecife se suman el comportamiento del hospedador (alta fidelidad al refugio y escasa vagilidad) y las limitaciones a su distribución impuestas por la disponibilidad de refugios. Esta combinación de factores resulta en una heterogeneidad en la estructura de las comunidades dentro y entre los golfos que supera las variaciones que sería esperable observar a mayores escalas, es decir entre golfos con condiciones oceanográficas diferentes. En conclusión, el uso de parásitos como marcadores biológicos para la determinación de estructura poblacional de peces no sería aplicable a las especies que habitan en ambientes tan complejos y heterogéneos como los arrecifes.

Al evaluar la relación entre el parasitismo y la contaminación, utilizando el modelo del escrófalo, no se halló ninguna relación de la abundancia ni de la prevalencia de las cuatro especies de parásitos más prevalentes con el sitio expuesto a la contaminación antropogénica respecto a los sitios no expuestos. Las dos especies de endoparásitos de larga permanencia (acantocéfalos y nematodos anisákidos) mostraron patrones acumulativos con la longitud total de los escrófalos. Por lo tanto, no se corroboró la predicción de que los índices parasitarios serían más altos en peces expuestos a

contaminación, ya que estos peces serían más susceptibles a las infecciones parasitarias por presentar parámetros inmunológicos y del estado de salud alterados.

Por último, los parásitos de los peces pueden afectar la calidad de los productos pesqueros, principalmente las larvas de nematodos anisákidos, los cuales son, además, agentes causantes de la enfermedad zoonótica conocida como anisakidosis. Se demostró que la mayor abundancia y prevalencia de nematodos se halló en los mesenterios de los peces y no en el músculo (filetes), por lo cual, con una rápida evisceración de los pescados, se evitaría la migración de las larvas al músculo y por ende se reducirían las probabilidades de que el ser humano contraiga dicha enfermedad.

BIBLIOGRAFÍA

- Abollo, E., B. Novoa, & A. Figueras, 2005.** SSU rDNA analysis of *Kudoa rosenbuschi* (Myxosporea) from the Argentinean hake *Merluccius hubbsi*. *Diseases of Aquatic Organisms* 64: 135–139.
- Abuin, J., D. Tanzola, P. Rodriguez, & R. H. Lachini, 2012.** Primer caso clínico de Anisakiosis luminal por diagnóstico endoscópico digestivo en la República Argentina. *Revista Argentina de Parasitología* 1: 265.
- Adger, W. N., T. P. Hughes, C. Folke, S. R. Carpenter, & J. Rockström, 2008.** Social-Ecological Resilience to Coastal Disasters. *Science* 309: 1036–1039.
- Adlard, R. D., & R. J. Lester, 1994.** Dynamics of the interaction between the parasitic isopod, *Anilocra pomacentri*, and the coral reef fish, *Chromis nitida*. *Parasitology* 109: 311–324.
- Agustí, C., F. J. Aznar, P. D. Olson, D. T. J. Littlewood, A. Kostadinova, & J. a Raga, 2005.** Morphological and molecular characterization of tetraphyllidean merocercoids (Platyhelminthes: Cestoda) of striped dolphins (*Stenella coeruleoalba*) from the Western Mediterranean. *Parasitology* 130: 461–474.
- Alarcos, A. J., A. N. Pereira, N. L. Taborda, J. L. Luque, & J. T. Timi, 2016.** Parasitological evidence of stocks of *Paralichthys isosceles* (Pleuronectiformes: Paralichthyidae) at small and large geographical scales in South American Atlantic coasts. *Fisheries Research*. 173: 221–228.
- Alarcos, A. J., & J. T. Timi, 2012.** Parasite communities in three sympatric flounder species (Pleuronectiformes: Paralichthyidae). *Parasitological Research* 110: 2155–2166.
- Alarcos, A. J., & J. T. Timi, 2013.** Stocks and seasonal migrations of the flounder *Xystreurys rasile* as indicated by its parasites. *Journal of fish biology* 83: 531–541.
- Alarcos, A. J., J. T. Timi, J. A. Etchegoin, & N. H. Sardella, 2006.** A new species of *Dichelyne* (Nematoda: Cucullanidae) parasitizing *Pogonias cromis* (Pisces: Sciaenidae) from Mar Chiquita coastal Lagoon, Argentina. *Journal of Parasitology* 92: 341–345.
- Anderson, M., R. N. Gorley, & R. K. Clarke, 2008.** Permanova+ for Primer: Guide to Software and Statistical Methods. Primer-E Limited. The University of Auckland Press. 214 pp.
- Anderson, R. C., 2000.** Nematode Parasites of Vertebrates-Their Development and Transmission. CABI Publishing and The Natural History Museum. 650 pp.
- Anderson, R. C., A. G. Chabaud, & S. Willmott, 1974.** Keys to the Nematode parasites of vertebrates. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, Bucks, England. 506 pp.
- Ascorti, J., 2009.** Peces de interés comercial. Puerto Madryn, <http://www.apamadryn.com/Productos.html>.
- Aubone, A., S. Bezzi, R. Castrucci, C. Dato, P. Ibañez, G. Irusta, M. Pérez, M. Renzi, B. Santos, N. Scarlato, M. Simonazzi, & L. Tringali, 2000.** II. Recursos a recuperar. Merluza (*Merluccius hubbsi*), en: Pesquerías de Argentina, 1997-1999. 29–39 pp.

- Aznar, F. J., C. Agustí, D. T. J. Littlewood, J. A. Raga, & P. D. Olson, 2007.** Insight into the role of cetaceans in the life cycle of the tetraphyllideans (Platyhelminthes: Cestoda). *International Journal for Parasitology* 243–255.
- Aznar, F. J., J. A. Balbuena, & J. A. Raga, 1994.** Helminth communities of *Pontoporia blainvillei* (Cetacea: Pontoporiidae) in Argentinean waters. *Canadian Journal of Zoology* 72: 702–706.
- Aznar, F. J., B. Berón-Vera, E. A. Crespo, & J. A. Raga, 2002.** Presence of genital spines in a male *Corynosoma cetaceum* Johnston and Best, 1942 (Acanthocephala). *The Journal of Parasitology* 88: 403–404.
- Aznar, F. J., E. A. Crespo, J. A. Raga, & J. S. Hernández-Orts, 2015.** Trunk spines in cystacanths and adults of *Corynosoma* spp. (Acanthocephala): *Corynosoma cetaceum* as an exceptional case of phenotypic variability. *Zoomorphology* 135: 19–31.
- Aznar, F. J., G. Pérez-Ponce de León, & J. A. Raga, 2006.** Status of *Corynosoma* (Acanthocephala: Polymorphidae) Based on anatomical, ecological, and phylogenetic evidence, with the erection of *Pseudocorynosoma* n. gen. *Journal of Parasitology* 92: 548–564.
- Bagnato, E., C. Gilardoni, G. Di Giorgio, & F. Cremonte, 2015.** A checklist of marine larval trematodes (Digenea) in molluscs from Argentina, Southwestern Atlantic coast. *Check List* 11: 1–10.
- Balech, E., & M. D. Ehrlich, 2008.** Esquema biogeográfico del mar argentino. *Revista de Investigación y Desarrollo Pesquero* 19: 45–75.
- Benkirane, O., F. Coste, & A. Raibaut, 1999.** On the morphological variability of the attachment organ of Lernaeopodidae (Copepoda: Siphonostomatoida). *Folia Parasitologica* 46: 67–75.
- Berón-Vera, B., E. A. Crespo, & J. A. Raga, 2008.** Parasites in Stranded Cetaceans of Patagonia. *Journal of Parasitology* 94: 946–948.
- Berón-Vera, B., E. A. Crespo, J. A. Raga, & M. Fernández, 2007.** Parasite communities of common dolphins (*Delphinus delphis*) from Patagonia: The relation with host distribution and diet and comparison with sympatric hosts. *Journal of Parasitology* 93: 1056–1060.
- Berón-Vera, B., S. N. Pedraza, J. A. Raga, A. A. Gil de Pertierra, E. A. Crespo, M. Koen Alonso, & R. N. P. Goodall, 2001.** Gastrointestinal helminths of Commerson's dolphins *Cephalorhynchus commersonii* from central Patagonia and Tierra del Fuego. *Diseases of Aquatic Organisms* 47: 201–208.
- Bezzi, S., 2000.** Síntesis de las evaluaciones y sugerencias de manejo efectuadas sobre el recurso Merluza (*Merluccius hubbsi*) entre el año 1986 y mayo de 1997. *Informe Técnico INIDEP* 30: 1–7.
- Bicudo, C. de M., 2004.** Taxonomía. Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo, Fapesp. Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico, CNPq. Centro de Referência em Informação Ambiental, CRIA. *Biotaneotropica* 4: 1.
- Bigatti, G., & P. E. Penchaszadeh, 2008.** Invertebrados del Mar Patagónico, diagnóstico de la problemática actual y potencial de su conservación y manejo. *Estado Conservación del Mar*

Patagónico 105–133.

- Bigatti, G., M. A. Primost, M. Cledón, A. Averbuj, N. Theobald, W. Gerwinski, W. Arntz, E. Morriconi, & P. E. Penschaszadeh, 2009.** Biomonitoring of TBT contamination and imposex incidence along 4700 km of Argentinean shoreline (SW Atlantic: From 38S to 54S). *Marine Pollution Bulletin* 58: 695–701.
- Blanar, C. A., K. R. Munkittrick, J. Houlahan, D. L. Maclatchy, & D. J. Marcogliese, 2009.** Pollution and parasitism in aquatic animals: a meta-analysis of effect size. *Aquatic toxicology* 93: 18–28.
- Bols, N. C., J. L. Brubacher, R. C. Ganassin, & L. E. J. Lee, 2001.** Ecotoxicology and innate immunity in fish. *Developmental & Comparative Immunology* 25: 853–873.
- Braicovich, P. E., J. A. Etchegoin, & J. T. Timi, 2009.** Digenetic trematodes of the Brazilian flathead, *Percophis brasiliensis* Quoy et Gaimard, 1825 (Percophidae, Perciformes), from Argentinean and Uruguayan waters. *Acta Parasitologica* 54: 368–373.
- Braicovich, P. E., R. A. González, & D. Tanzola, 2005.** First record of *Corynosoma australe* (Acanthocephala, Polymorphidae) parasitizing seahorse, *Hippocampus* sp. (Pisces, Syngnathidae) in Patagonia (Argentina). *Acta Parasitologica* 50: 145–149.
- Braicovich, P. E., E. N. Ieno, M. Sáez, J. Despos, & J. T. Timi, 2016.** Assessing the role of host traits as drivers of the abundance of long-lived parasites in fish-stock assessment studies. *Journal of Fish Biology* 89: 2419–2433.
- Braicovich, P. E., J. L. Luque, & J. T. Timi, 2012.** Geographical patterns of parasite infracommunities in the rough scad, *Trachurus lathami* Nichols, in the Southwestern Atlantic Ocean. *The Journal of Parasitology* 98: 768–777.
- Braicovich, P. E., & J. T. Timi, 2008.** Parasites as biological tags for stock discrimination of the Brazilian flathead *Percophis brasiliensis* in the south-west Atlantic. *Journal of Fish Biology* 73: 557–571.
- Braicovich, P. E., & J. T. Timi, 2010.** Seasonal stability in parasite assemblages of the Brazilian flathead, *Percophis brasiliensis* (Perciformes: Percophidae): predictable tools for stock identification. *Folia Parasitologica* 57: 206–212.
- Braicovich, P. E., & J. T. Timi, 2015.** Homogeneity of parasite assemblages of *Dules auriga* (Serranidae) in hydrographically heterogeneous sites. *Journal of Fish Biology* 86: 1363–1376.
- Bravo-Hollis, M., 1958.** Trematodos de peces marinos de aguas mexicanas. XIV. Cuatro monogeneos de la familia Capsalidae Baird, 1853, de las Costas del Pacífico, incluyendo una especie nueva. *Anales del Instituto de Biología* 28: 195–216.
- Bray, R. A., D. I. Gibson, & A. Jones, 2008.** Keys to Trematoda, Volume 3. Natural History Museum. 848 pp.
- Brickle, P., & K. Mackenzie, 2007.** Parasites as biological tags for *Eleginops maclovinus* (Teleostei :

- Eleginopidae) around the Falkland Islands. *Journal of Helminthology* 81: 147–153.
- Brickle, P., K. Mackenzie, & A. Pike, 2005.** Parasites of the Patagonian toothfish, *Dissostichus eleginoides* Smitt 1898, in different parts of the Subantarctic. *Polar Biology* 28: 663–671.
- Brooks, D. R., & E. P. Hoberg, 2000.** Triage for the biosphere: the need and rationale for taxonomic inventories and phylogenetic studies of parasites. *Comparative Parasitology* 67: 1–25.
- Bush, A. O., K. D. Lafferty, J. M. Lotz, & A. W. Shostak, 1997.** Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *Journal of Parasitology* 83: 575–583.
- Bychowsky, B. E., & L. Nagibina, 1967.** New Capsalidae (Monogenoidea) from Pacific fishes. *Parazitologiya* 1: 521–528.
- Cahn, F., L. A. Barcan, C. Nemirovsky, & M. De Paz Sierra, 2011.** Primer reporte de anisakidosis en Argentina. *Sociedad Argentina de Infectología del Hospital Italiano*.
- Caira, J. N., Jensen, K., Waeschenbach, A., Olson, P. D., Littlewood, D. T. J., 2014.** Orders out of chaos- molecular phylogenetics reveals the complexity of shark and stingray tapeworm relationships. *International Journal of Parasitology* 44: 55–73.
- Cantatore, D. M. P., P. E. Braicovich, A. J. Alarcos, A. L. Lanfranchi, M. A. Rossin, D. G. Vales, & J. T. Timi, 2012.** New records of parasitic copepods (Crustacea, Copepoda) from marine fishes in the Argentinean Sea. *Acta Parasitologica* 57: 83–89.
- Cantatore, D. M. P., & J. T. Timi, 2015.** Marine parasites as biological tags in South American Atlantic waters , current status and perspectives. *Parasitology* 142: 5–24.
- Carballo, M. C., 2008.** Rol de los pejerreyes *Odontesthes smitti* y *O. nigricans* (Pisces: Atherinopsidae) como hospedadores de helmintos en los golfos norpatagónicos, Chubut, Argentina. Tesis doctoral, Universidad Nacional de La Plata. 228 pp.
- Carballo, M. C., F. Cremonte, G. T. Navone, & J. T. Timi, 2012.** Similarity in parasite community structure may be used to trace latitudinal migrations of *Odontesthes smitti* along Argentinean coasts. *Journal of Fish Biology* 80: 15–28.
- Carballo, M. C., G. T. Navone, & F. Cremonte, 2011.** Parasites of the Silversides *Odontesthes smitti* and *Odontesthes nigricans* (Pisces: Atherinopsidae) from Argentinean Patagonia. *Comparative Parasitology* 78: 95–103.
- Castro, R., 1994.** Two new species and a new record of *Clavella* Oken, 1818 (Copepoda, Lernaepodidae), parasitic on fishes from the Chilean coast. *Estudios Oceanológicos* 13: 23–33.
- Castro, R., & M. T. González, 2005.** *Clavellotis sebastidis* sp. nov. (Copepoda, Lernaepodidae) parasitic on *Sebastes oculatus* Valenciennes, 1833 from Argentina. *Acta Parasitologica* 50: 74–79.
- Castro, R., & M. T. González, 2009.** Two New Species of *Clavella* (Copepoda, Siphonostomatoida, Lernaepodidae) and a New Species of *Lophoura* (Copepoda, Siphonostomatoida, Sphyrriidae): Parasites on the Deep-Water Fish, *Nezumia Pulchella* from the Northern Chilean Coast. *Crustaceana* 82: 411–423.

- Castro, R. R., & K. H. Baeza, 1984.** *Clavellotis*, New Genus (Copepoda: Lernaepodidae), and Redescription of *Clavellotis dilatata* (Krøyer, 1863). *Journal of Crustacean Biology* 4: 688–694.
- Castro Romero, R., & H. Baeza Kuroki, 1985a.** Two new species and one new record of *Clavella* (Copepoda: Lernaepodidae) from inshore fishes of Antofagasta, Chile. *Systematic Parasitology* 7: 103–110.
- Castro Romero, R., & H. Baeza Kuroki, 1985b.** *Clavella simplex* sp. nov. (Copepoda, Lernaepodidae), a parasite of *Isacia conceptionis* (Pisces, Teleostei) in northern Chile. *Crustaceana* 49: 173–176.
- Cayuela, L., 2010.** Modelos lineales generalizados (GLM). EcoLab, Centro Andaluz de Medio Ambiente, Universidad de Granada, Granada, España, 58–87.
- Chai, J. Y., K. D. Murrell, & A. J. Lymbery, 2005.** Fish-borne parasitic zoonoses: Status and issues. *International Journal for Parasitology* 35: 1233–1254.
- Choat, J. H., & D. R. Bellwood, 1985.** Interactions amongst herbivorous fishes on a coral reef: influence of spatial variation. *Marine Biology* 89: 221–234.
- Chubrik, G. K., 1952.** The life-cycle of *Prosorhynchus squamatus* Odhner, 1905. *Doklady Akademii nauk SSSR* 83: 327–329.
- Clarke, K. R., & R. N. Gorley, 2015.** PRIMER v7: User Manual/Tutorial. PRIMER-E Plymouth. 296 pp.
- Clarke, K. R., & R. M. Warwick, 2001.** Change in marine communities: an approach to statistical analysis and interpretation. PRIMER-E Ltd: Plymouth, United Kingdom. 176 pp.
- Coetzee, M. L., N. J. Smit, A. S. Grutter, & A. J. Davies, 2009.** *Gnathia trimaculata* n. sp. (Crustacea: Isopoda: Gnathiidae), an ectoparasite found parasitising requiem sharks from off Lizard Island, Great Barrier Reef, Australia. *Systematic Parasitology* 72: 97–112.
- Cohen, S. C., M. C. N. Justo, & A. Kohn, 2013.** South American Monogenoidea parasites of fishes, amphibians and reptiles. Fundação Oswaldo Cruz (FIOCRUZ) and Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e tecnológico, Rio de Janeiro. 662 pp.
- Commendatore, M. G., & J. L. Esteves, 2007.** An Assessment of Oil Pollution in the Coastal Zone of Patagonia Argentina. *Environmental Manage* 40: 814–821.
- Commendatore, M. G., J. L. Esteves, & J. C. Colombo, 2000.** Hydrocarbons in Coastal Sediments of Patagonia, Argentina: Levels and Probable Sources. *Marine Pollution Bulletin* 40: 989–998.
- Cousseau, M. B., & R. G. Perrotta, 2013.** Peces marinos de Argentina. Biología, distribución, pesca. Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero, Mar del Plata, Argentina. 193 pp.
- Cremonte, F., 1999.** Estudio parasitológico de bivalvos que habitan ambientes marinos y mixohalinos en Argentina. Tesis doctoral, Universidad Nacional de La Plata. 196 pp.
- Cremonte, F., A. Figueras, & E. M. Burreson, 2005.** A histopathological survey of some

- commercially exploited bivalve molluscs in northern Patagonia, Argentina. *Aquaculture* 249: 23–33.
- Cremonte, F., & N. H. Sardella, 1997.** The parasite fauna of *Scomber japonicus* Hottuyn, 1782 (Pisces: Scombridae) in two zones of the Argentine Sea. *Fisheries Research* 31: 1–9.
- Crespo, E. A., A. C. M. Schiavini, F. H. Pérez, & H. L. Cappozzo, 1999.** Distribution, abundance and seasonal changes of South American fur seals, *Arctocephalus australis*, along the coasts of Argentina. Proceedings of the 13th Annual Conference of the European Cetacean Society Edited by Evans PGH, Raga JA. Valencia, Spain: *European Cetacean Society*: 26–27.
- Cribb, T. H., 2004.** Living on the edge: parasite taxonomy in Australia. *International Journal for Parasitology* 34: 117–123.
- Cribb, T. H., G. R. Anderson, & A. D. Dove, 2000.** *Pomphorhynchus heronensis* and restricted movement of *Lutjanus carponotatus* on the Great Barrier Reef. *Journal of Helminthology* 74: 53–56.
- Criscione, C. D., R. Vilas, E. Paniagua, & M. S. Blouin, 2011.** More than meets the eye: Detecting cryptic microgeographic population structure in a parasite with a complex life cycle. *Molecular Ecology* 20: 2510–2524.
- D'Agostino, V. C., 2016.** Dinámica planctónica y transferencia de biotoxinas marinas a la Ballena Franca Austral (*Eubalaena australis*) a través de su alimentación en los golfos Nuevo y San José, Península Valdés, Chubut. Tesis doctoral, Universidad Nacional del Sur. 218 pp.
- Daniel, V. I., 2002.** Sistemas parasitarios presentes en dos especies congénicas de aterínidos de la región costera de Mar del Plata. Tesis de grado, Universidad Nacional de Mar del Plata. 89 pp.
- Dans, S. L., L. M. Reyes, S. N. Pedraza, J. A. Raga, & E. A. Crespo, 1999.** Gastrointestinal helminths of the dusky dolphin, *Lagenorhynchus obscurus* (Gray, 1828), off Patagonia, in the Southwestern Atlantic. *Marine Mammal Science* 15: 649–660.
- Dell'Arciprete, P., H. E. Christiansen, & J. M. Díaz de Astarloa, 1987.** Observaciones sobre el ciclo reproductivo del mero, *Acanthistius brasiliensis* (Serranidae, Pisces). *Revista de Investigación y Desarrollo Pesquero* 67–84.
- Dunier, M., 1996.** Water pollution and immunosuppression of freshwater fish. *Italian Journal of Zoology* 63: 303–309.
- Egorova, T. P., 1994.** A taxonomic review of the subfamily Trochopodinae (Monogenoidea: Capsalidae). *Parazitologiya* 28: 81–91.
- Eiras, J. C., R. M. Takemoto, & G. C. Pavanelli, 2000.** Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes. Editora da Universidade Estadual de Maringá. Maringá-Paraná-Brasil. 171 pp.
- Esch, G. W., A. O. Bush, J. M. Aho, Chapman, & Hall, 1990.** Parasite communities: patterns and processes. London & New York. 335 pp.
- Etchegoin, J. A., J. T. Timi, F. Cremonte, & A. L. Lanfranchi, 2005.** Redescription of *Proisorhynchus australis* Szidat, 1961 (Digenea, Bucephalidae) parasitizing *Conger orbignianus*

- Valenciennes, 1842 (Pisces, Congridae) from Argentina. *Acta Parasitologica* 50: 102–104.
- Evdokimova, E. B., 1969.** New species of monogeneans from bony fishes of Patagon Shelf. *Parazitologiya* 3: 415–419.
- Fagerholm, H. P., 1990.** Systematic position and delimitation of ascaridoid nematode parasites of the genus *Contracaecum* with a note on the superfamily Ascaridoidea. Department of Biology Abo Akademi and National Veterinary Institute, Helsinki, Finlandia. 27 pp.
- Gaevskaya, A. V., & A. A. Kovaleva, 1978.** Data on the trematodes of fish from the south-western Atlantic. *Vestnik Zoologii* 3: 60–66.
- Gaevskaya, A. V., G. N. Rodyuk, & A. M. Parukhin, 1990.** Peculiarities and formation of parasitofauna of the Patagonian toothfish *Dissostichus eleginoides*. *Biologiya Morya* 4: 23–28.
- Galaktionov, K. V., S. W. B. Irwin, V. V. Prokofiev, D. H. Saville, K. E. Nikolaev, I. A. Levakin, & V. V. Prokofiev, 2006.** Trematode Transmission in Coastal Communities - Temperature Dependence and Climate Change Perspectives, en: *11th International Congress of Parasitology-ICOPA XI. MEDIMOND S.R.L., Glasgow, Scotland, United Kindom*, 85–90 pp.
- Galván, D. E., 2008.** Ensamblajes de peces en los arrecifes norpatagónicos: diversidad, abundancia y relaciones tróficas y con el hábitat. Tesis doctoral, Universidad Nacional del Comahue. 129 pp.
- Galván, D. E., F. Botto, A. M. Parma, L. Bandieri, N. Mohamed, & O. O. Iribarne, 2009a.** Food partitioning and spatial subsidy in shelter-limited fishes inhabiting patchy reefs of Patagonia. *Journal of Fish Biology* 75: 2585–2605.
- Galván, D. E., A. M. Parma, & O. O. Iribarne, 2008.** Influence of predatory reef fishes on the spatial distribution of *Munida gregaria* (=M. subrugosa) (Crustacea; Galatheididae) in shallow Patagonian soft bottoms. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 354: 93–100.
- Galván, D. E., L. A. Venerus, & A. J. Irigoyen, 2009b.** The Reef-fish Fauna of the Northern Patagonian Gulfs, Argentina, Southwestern Atlantic. *The Open Fish Science Journal* 2: 90–98.
- George-Nascimento, M. A., & X. Urrutia, 2000.** *Pseudoterranova cattani* sp. nov. (Ascaridoidea: Anisakidae), a parasite of the South American sea lion *Otaria byronia* De Blainville from Chile. *Revista Chilena de Historia Natural* 73: 93–98.
- Gibbons, L. M., 2010.** Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates. Supplementary Volume. CAB International. 416 pp.
- Gibson, D. I., 2002.** Family Hemiuridae Looss, 1899 Keys to the Trematoda. Vol. I. : 305–340.
- Gibson, D. I., & R. A. Bray, 1986.** The Hemiuridae (Digenea) of fishes from the northeast Atlantic. *Bulletin of the British Museum (Natural History) (Zoology)* 51: 1–125.
- Gibson, D. I., A. Jones, & R. A. Bray, 2002.** Keys to the Trematoda, Volume 1. CABI Publishing and The Natural History Museum, London, UK. 521 pp.
- Gil, M. N., M. A. Harvey, & J. L. Esteves, 1999.** Heavy Metals in Intertidal Surface Sediments from

- the Patagonian Coast, Argentina. *Bulletin of Environmental, Contamination and Toxicology* 63: 52–58.
- Gilardoni, C., J. A. Etchegoin, J. I. Diaz, C. Ituarte, & F. Cremonte, 2011.** A survey of larval digeneans in the commonest intertidal snails from Northern Patagonian coast, Argentina. *Acta Parasitologica* 56: 163–179.
- Goater, T. M., C. P. Goater, & G. W. Esch, 2014.** Parasitism, the diversity and ecology of animal parasites. Cambridge University Press. 524 pp.
- González, R. A., & M. A. Kroeck, 2000.** Enteric helminths of the shortfin squid *Illex argentinus* in San Matías Gulf (Argentina) as stock discriminants. *Acta Parasitologica* 45: 89–93.
- González, R. A., M. A. Narvarte, & G. M. Caille, 2007.** An assessment of the sustainability of the hake *Merluccius hubbsi* artisanal fishery in San Matías Gulf, Patagonia, Argentina. *Fisheries Research* 87: 58–67.
- Gosztonyi, A. E., 1979.** Biología del “róbalo” *Eleginops maclovinus* (Cuv. y Val., 1830). Tesis doctoral, Universidad Nacional de Buenos Aires. 129 pp.
- Grutter, A. S., 1998.** Habitat-related differences in the abundance of parasites from a coral reef fish: an indication of the movement patterns of *Hemigymnus melapterus*. *Journal of Fish Biology* 53: 49–57.
- Grutter, A. S., S. P. Blomberg, B. Fargher, A. M. Kuris, M. I. McCormick, & R. R. Warner, 2017.** Size-related mortality due to gnathiid isopod micropredation correlates with settlement size in coral reef fishes. *Coral Reefs*, en prensa.
- Grutter, A. S., & R. Poulin, 1998.** Intraspecific and interspecific relationships between host size and the abundance of parasitic larval gnathiid isopods on coral reef fishes. *Marine Ecology Progress Series* 164: 263–271.
- Guagliardo, S. E., M. N. De Salvo, C. B. Schwerdt, N. A. Galeano, & D. Tanzola, 2009.** Anisákidos del Savorín, *Seriolella porosa* (Pisces: Centrolophidae). Análisis de la interacción parásito-hospedador. *BioScriba* 2: 106–114.
- Guagliardo, S. E., C. B. Schwerdt, S. R. Martorelli, N. A. Galeano, & D. Tanzola, 2010.** Digenean trematodes of *Seriolella porosa* (Pisces, Centrolophidae) in San Matías Gulf, Argentina. *Acta Parasitologica* 55: 29–38.
- Guimarães, J. F., & R. Cristófar, 1974.** Contribuição ao estudo da fauna helmintológica de peixes do estado da Bahia. *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro* 17: 81–85.
- Hadfield, K. A., & N. J. Smit, 2008.** Description of a new gnathiid, *Afrignathia multicavea* gen. et sp. n. (Crustacea: Isopoda: Gnathiidae), from South Africa. *African Zoology* 43: 81–89.
- Halpern, B. S., S. Walbridge, K. A. Selkoe, C. V. Kappel, F. Micheli, C. D’Agrosa, J. F. Bruno, K. S. Casey, C. Ebert, H. E. Fox, R. Fujita, D. Heinemann, H. S. Lenihan, E. M. P. Madin, M. T. Perry, E. R. Selig, M. Spalding, R. Steneck, & R. Watson, 2008.** A Global Map of Human Impact on Marine Ecosystems. *Science* 319: 948–952.

- Hartwich, G., 1974.** Keys to Genera of the Ascaridoidea CIH Keys to the nematodes parasites of vertebrates 2. : 1–16.
- Henriquez, V. P., M. T. Gonzalez, R. Licandeo, & J. Carvajal, 2011.** Metazoan parasite communities of rock cod *Eleginops maclovinus* along southern Chilean coast and their use as biological tags at a local spatial scale. *Journal of Fish Biology* 79: 1851–1865.
- Hernández-Orts, J. S., F. J. Aznar, I. Blasco-Costa, N. A. García, M. Vllora-Montero, E. A. Crespo, J. a Raga, & F. E. Montero, 2013a.** Description, microhabitat selection and infection patterns of sealworm larvae (*Pseudoterranova decipiens* species complex, Nematoda: Ascaridoidea) in fishes from Patagonia, Argentina. *Parasites & Vectors* 6: 252.
- Hernández-Orts, J. S., F. E. Montero, A. Juan-García, N. A. García, E. A. Crespo, J. A. Raga, & F. J. Aznar, 2013b.** Intestinal helminth fauna of the South American sea lion *Otaria flavescens* and fur seal *Arctocephalus australis* from northern Patagonia, Argentina. *Journal of Helminthology* 87: 336–347.
- Hernández-Orts, J. S., L. R. Smales, C. D. Pinacho-Pinacho, M. García-Varela, & B. Presswell, 2016.** Novel morphological and molecular data for *Corynosoma hanna* Zdzitowiecki, 1984 (Acanthocephala: Polymorphidae) from teleosts, fish-eating birds and pinnipeds from New Zealand. *Parasitology International* 66: 905–916.
- Hernández-Orts, J. S., J. T. Timi, J. A. Raga, M. García-Varela, E. A. Crespo, & F. J. Aznar, 2012.** Patterns of trunk spine growth in two congeneric species of acanthocephalan: investment in attachment may differ between sexes and species. *Parasitology* 139: 945–955.
- Hispano, C., P. Bulto, & A. R. Blanch, 2014.** Life cycle of the fish parasite *Gnathia maxillaris* (Crustacea: Isopoda: Gnathiidae). *Folia Parasitologica* 61: 277–284.
- Holmstrup, M., A. M. Bindesbøl, G. J. Oostingh, A. Duschl, V. Scheil, H. R. Köhler, S. Loureiro, A. M. V. M. Soares, A. L. G. Ferreira, C. Kienle, A. Gerhardt, R. Laskowski, P. E. Kramarz, M. Bayley, C. Svendsen, & D. J. Spurgeon, 2010.** Science of the Total Environment Interactions between effects of environmental chemicals and natural stressors : A review. *Science of the Total Environment* 408: 3746–3762.
- Hoole, D., 1997.** The effects of pollutants on the immune response of fish: implications for helminth parasites. *Parassitologia* 39: 219–255.
- Hudson, P., 2004.** Parasites, diversity, and the ecosystem In Thomas, F. (ed), Parasitism and Ecosystems. University Press, Oxford: 1–12.
- Incorvaia, I. S., & D. Hernández, 2001.** Utilización de los nematodos parásitos como indicadores en la merluza de cola, *Macruronus magellanicus*. Informe Técnico Interno INIDEP 52: 14.
- Incorvaia, I. S., & D. R. Hernández, 2006.** Nematodos parásitos como indicadores biológicos de *Macruronus magellanicus*. Informe Técnico INIDEP 61: 1-8.
- Irigoyen, A. J., L. Cavaleri Gerhardinger, & A. Carvalho-Filho, 2008.** On the status of the species of *Acanthistius* (Gill, 1862) (Percoidei) in the South-West Atlantic Ocean. *Zootaxa* 1813: 51–59.

- Irigoyen, A. J., C. Eyra, & A. M. Parma, 2011.** Alien algae *Undaria pinnatifida* causes habitat loss for rocky reef fishes in north Patagonia. *Biological Invasions* 13: 17–24.
- Irigoyen, A. J., & D. E. Galván, 2010.** Peces de Arrecife Argentinos. Proyecto Arrecife, Puerto Madryn, Argentina. 90 pp.
- Irigoyen, A. J., D. E. Galván, L. A. Venerus, & A. M. Parma, 2013.** Variability in abundance of temperate reef fishes estimated by visual census. *Plos One* 8: 1–12.
- Irusta, C. G., G. Macchi, E. Louge, K. Rodrigues, L. L. D'Atri, M. F. Villarino, B. Santos, & M. Simonazzi, 2016.** Biology and fishery of the argentine hake (*Merluccius hubbsi*). *Revista de Investigación y Desarrollo Pesquero* 28: 9–36.
- Jensen, K., & S. A. Bullard, 2010.** Characterization of a diversity of tetraphyllidean and rhinebothriidean cestode larval types, with comments on host associations and life-cycles. *International Journal for Parasitology Australian Society for Parasitology* 40: 889–910.
- Jones, A., R. A. Bray, & D. I. Gibson, 2005.** Keys to the Trematoda, Volume 2. CABI Publishing and The Natural History Museum, London, UK. 745 pp.
- Jones, C. M., L. Nagel, G. L. Hughes, T. H. Cribb, & A. S. Grutter, 2007.** Host specificity of two species of *Gnathia* (Isopoda) determined by DNA sequencing blood meals. *International Journal for Parasitology* 37: 927–935.
- Justine, J. L., M. J. Briand, & R. A. Bray, 2012.** A quick and simple method, usable in the field, for collecting parasites in suitable condition for both morphological and molecular studies. *Parasitology Research* 111: 341–351.
- Justine, J.-L., I. Beveridge, G. A. Boxshall, R. A. Bray, F. Moravec, & I. D. Whittington, 2010.** An annotated list of parasites (Isopoda, Copepoda, Monogenea, Digenea, Cestoda and Nematoda) collected in groupers (Serranidae, Epinephelinae) in New Caledonia emphasizes parasite biodiversity in coral reef fish. *Folia Parasitologica* 57: 237–262.
- Kabata, Z., 1963.** A new species of *Clavella* (Copepoda, Lernaepodidae) from the South Atlantic. *Crustaceana* 5: 257–262.
- Kabata, Z., 1979.** Parasitic Copepoda of British Fishes. Royal Society of London, London. 468 pp.
- Kabata, Z., 1982.** Copepoda (Crustacea) Parasitic on Fishes: Problems and Perspectives, en *Advances in Parasitology* 19: 1–71.
- Kensley, B., M. Schotte, & G. C. B. Poore, 2009.** Gnathiid isopods (Crustacea: Isopoda: Gnathiidae), mostly new, from the Indian Ocean. *Proceeding of the Biological Society of Washington* 122: 32–51.
- Khalil, L. F., A. Jones, & R. A. Bray, 1994.** Key to the Cestode Parasite of Vertebrates. CAB International. 751 pp.
- Kinne, O., 1984.** Diseases of Marine Animals. Introduction, Pisces. Biologische Anstalt Helgoland, Hamburg, Federal Republic of Germany. 557 pp.

- Køie, M., 1979.** On the morphology and life-history of *Monascus* [=Haplocladus] *filiformis* (Rudolphi, 1819) Looss, 1907 and *Steringophorus furciger* (Olsson, 1868) Odhner, 1905 (Trematoda, Fellodistomidae). *Ophelia* 18: 113–132.
- Køie, M., 1990.** On the morphology and life-history of *Hemiurus luehei* Odhner, 1905 (Digenea: Hemiuridae). *Journal of Helminthology* 31: 193–202.
- Køie, M., 1991.** Aspects of the morphology and life cycle of *Lecithocladium excisum* (Digenea, Hemiuridae), a parasite of *Scomber* spp. *International Journal of Parasitology* 21: 597–602.
- Køie, M., 2001.** The life cycle of *Dichelyne* (*Cucullanellus*) *minutus* (Nematoda: Cucullanidae). *Folia Parasitologica* 48: 304–310.
- Lafferty, K. D., 1997.** Environmental parasitology: what can parasites tell us about human impacts on the environment? *Parasitology Today* 13: 251–255.
- Lanfranchi, A. L., P. E. Braicovich, D. M. P. Cantatore, A. J. Alarcos, J. L. Luque, & J. T. Timi, 2016.** Ecotonal marine regions – ecotonal parasite communities: helminth assemblages in the convergence of masses of water in the southwestern Atlantic Ocean. *International Journal for Parasitology* 46: 809–818.
- Lanfranchi, A. L., M. A. Rossin, & J. T. Timi, 2009a.** Características morfológicas de la metacercaria de *Proisorhynchus australis* Szidat, 1961 (Digenea: Bucephalidae) parásita del pez marino *Mullus argentinae*. *V Congreso Argentino de Parasitología*, La Plata, Argentina.
- Lanfranchi, A. L., M. A. Rossin, & J. T. Timi, 2009b.** Parasite infracommunities of a specialized marine fish species in a compound community dominated by generalist parasites. *Journal of Helminthology* 83: 373–378.
- Leigh-Sharpe, H. W., 1925.** A revision of the british species of *Clavella* (Crustacea, Copepoda), with a diagnosis of new species: *C. devastatrix* and *G. invicta*. *Parasitology* 194–200.
- Lester, R. J. G., & K. MacKenzie, 2009.** The use and abuse of parasites as stock markers for fish. *Fisheries Research* 97: 1–2.
- Lewis, M., C. Campagna, F. Quintana, & V. Falabella, 1998.** Estado actual y distribución de la población del elefante marino del sur. *Mastozoología Neotropical* 5: 29–40.
- Lezcano, A. H., M. L. Rojas Quiroga, A. L. Liberoff, & S. Van Der Molen, 2015.** Marine pollution effects on the southern surf crab *Ovalipes trimaculatus* (Crustacea: Brachyura: Polybiidae) in Patagonia Argentina. *Marine Pollution Bulletin* 91: 524–529.
- Lima dos Santos, C. A. M., & P. Howgate, 2011.** Fishborne zoonotic parasites and aquaculture: A review. *Aquaculture* 318: 253–261.
- Llarena-Reino, M., E. Abollo, & S. Pascual, 2013.** A Scoring System Approach for the Parasite Predictive Assessment of Fish Lots: A Proof of Concept with Anisakids. *Foodborne Pathogens and Disease* 10: 1067–1074.
- Llarena-Reino, M., E. Abollo, M. Regueira, H. Rodríguez, & S. Pascual, 2015.** Horizon scanning

- for management of emerging parasitic infections in fishery products. *Food Control* 49: 49–58.
- Lo, C. M., S. Morand, & R. Galzin, 1998.** Parasite diversity/host age and size relationship in three coral- reef fishes from French Polynesia. *International Journal for Parasitology* 28: 1695–1708.
- Longshaw, M., 1997.** *Caligus nolani* n. sp. (Copepoda : Caligidae), a parasite of *Patagonotothen sima* (Richardson) (Teleostei : Pisces) from the Falkland Islands, and a note on *Clavella bowmani*, Kabata, 1963 (Copepoda: Lernaepodidae). *Systematic Parasitology* 37: 149–155.
- Luque, J. L., & M. E. Oliva, 1993.** Trematodes of marine fishes from the Peruvian Faunistic Province (Peru and Chile), with description of *Lecithochirium callaoensis* n. sp. and new records. *Revista de Biología Marina, Valparaíso* 28: 271–286.
- Luque, J. L., & L. R. Tavares, 2007.** Checklist of Copepoda associated with fishes from Brazil. *Zootaxa* 1579: 1–39.
- Lymbery, A. J., M. A. Munshi, & T. Wong, 2002.** Larvae of *Contracaecum* sp. among inshore fish species of southwestern Australia. *Diseases of Aquatic Organisms* 51: 157–159.
- Machado-Schiaffino, G., L. Bala, & E. Garcia-Vazquez, 2009.** Recovery of Normal Cytogenetic Records in Mussels After Cessation of Pollutant Effluents in Puerto Madryn (Patagonia, Argentina). *Estuaries and Coasts* 32: 813–818.
- MacKenzie, K., 1999.** Parasites as Pollution Indicators in Marine Ecosystems : a Proposed Early Warning System. *Marine Pollution Bulletin* 38: 955–959.
- MacKenzie, K., & P. Abaunza, 1998.** Parasites as biological tags for stock discrimination of marine fish: a guide to procedures and methods. *Fisheries Research* 38: 45–56.
- Mackenzie, K., & M. Longshaw, 1995.** Parasites of the hakes *Merluccius australis* and *M. hubbsi* in the waters around the Falkland Islands, southern Chile, and Argentina, with an assessment of their potential value as biological tags. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 52: 213–224.
- Macpherson, C. N. L., 2005.** Human behavior and the epidemiology of parasitic zoonoses. *International Journal for Parasitology* 35: 1319–1331.
- Magalhães Pinto, R., J. J. Vicente, & D. Noronha, 1992.** On some related parasites (Nematoda, Cucullanidae) from the marine fish *Paralichthys brasiliensis* (Steindachner, 1875) (Pisces, Ostracidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 87: 207–212.
- Marcinkevicius, M. S., 2009.** Ciclo reproductivo del esgrófalo, *Sebastes oculatus*. 2da. Conferencia Latinoamericana sobre Cultivo de Peces Nativos. Chascomús, Argentina.
- Marcinkevicius, M. S., 2015.** Análisis histológico del desarrollo gonadal del Mero Austral, *Sebastes oculatus*. 4° Simposio Argentino de Ictiología. Mar del Plata, Argentina.
- Marcogliese, D. J., 2002.** Food webs and the transmission of parasites to marine fish Food webs and the transmission of parasites to marine fish. *Parasitology* 124: 83–99.
- Marcogliese, D. J., 2008.** Interdisciplinarity in marine parasitology. *Applied Aspects of Marine*

Parasitology 6: 7–14.

- Marcogliese, D. J., 2017.** The Distribution and Abundance of Parasites in Aquatic Ecosystems in a Changing Climate: More than Just Temperature. *Integrative and Comparative Biology* 56: 611–619.
- Marcogliese, D. J., & D. K. Cone, 1997.** Food webs: a plea for parasites. *TREE* 12: 320–325.
- Marcogliese, D. J., & M. Pietroock, 2011.** Combined effects of parasites and contaminants on animal health: parasites do matter. *Trends in Parasitology* 27: 123–130.
- Marcogliese, D. J., & J. Price, 1997.** The paradox of parasites. *Global Biodiversity* 7: 7–15.
- Márquez, F., R. J. González, & G. Bigatti, 2011.** Combined methods to detect pollution effects on shell shape and structure in Neogastropods. *Ecological Indicators* 11: 248–254.
- Massara Paletto, V., M. G. Commendatore, & J. L. Esteves, 2008.** Hydrocarbon levels in sediments and bivalve mollusks from Bahía Nueva (Patagonia, Argentina): An assessment of probable origin and bioaccumulation factors. *Marine Pollution Bulletin* 56: 2082–2105.
- Matthews, R. A., 1973.** The life-cycle of *Proisorhynchus crucibulum* (Rudolphi, 1819) Odhner, 1905, and a comparison of its cercaria with that of *Proisorhynchus squamatus* Odhner, 1905. *Parasitology* 66: 133–164.
- Mattiucci, S., & G. Nascetti, 2008.** Advances and Trends in the Molecular Systematics of Anisakid Nematodes, with Implications for their Evolutionary Ecology and Host–Parasite Co-evolutionary, en *Advances in Parasitology* 47–148.
- Mattiucci, S., L. Paggi, G. Nascetti, E. Abollo, S. C. Webb, S. Pascual, R. Cianchi, & L. Bullini, 2001.** Genetic divergence and reproductive isolation between *Anisakis brevispiculata* and *Anisakis physeteris* (Nematoda: Anisakidae). *International Journal for Parasitology* 31: 9–14.
- Mattiucci, S., P. Cipriani, M. Paoletti, A. Levsen, & G. Nascetti, 2017a.** Reviewing biodiversity and epidemiological aspects of anisakid nematodes from the North-east Atlantic Ocean. *Journal of Helminthology*, en prensa.
- Mattiucci, S., M. Paoletti, P. Cipriani, S. C. Webb, J. T. Timi, & G. Nascetti, 2017b.** Inventorying Biodiversity of Anisakid Nematodes from the Austral Region : A Hotspot of Genetic Diversity ?, en *Biodiversity and Evolution of Parasitic Life in the Southern Ocean* 109–140.
- McClelland, G., 2002.** The trouble with sealworms (*Pseudoterranova decipiens* species complex, Nematoda): a review. *Parasitology* 124: 183–203.
- McCullagh, P., & J. A. Nelder, 1989.** Generalized linear models. Chapman & Hall. 532 pp.
- McDonald, M. E., 1988.** Key to Acanthocephala Reported in Waterfowl. Fish and wildlife service, Washington D.C., United States. 53 pp.
- Menghi, C. I., E. Comunale, & C. L. Gatta, 2011.** Caso clínico Anisakiosis: primer diagnóstico en Buenos Aires, Argentina. *Revista de la Sociedad Venezolana de Microbiología* 31: 71–73.
- Menzies, R. J., 1962.** The zoogeography, ecology, and systematics of the chilean marine isopods. 162

pp.

- Moneo, I., N. Carballada-Sangiao, & M. González-Muñoz, 2017.** New Perspectives on the Diagnosis of Allergy to *Anisakis* spp. *Current Allergy and Asthma Reports* 17: 17–27.
- Moravec, F., 1998.** Nematodes of freshwater fishes of the Neotropical Region. Academia, Praha, Czech Republic, Praha. 464 pp.
- Moravec, F., 2004.** Some aspects of the taxonomy and biology of dracunculoid nematodes parasitic in fishes: a review. *Folia Parasitologica* 51: 1–13.
- Müller, H. G., 1993.** Gnathiidae from Coral Reefs in the Tioman Archipelago, Malaysia, with Description of Two New Species (Crustacea: Isopoda: Cymothoidea). *Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum in Berlin* 69: 3–17.
- Naquira, C., 2010.** Las Zoonosis Parasitarias: Problema de Salud Pública en el Perú. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública* 27: 494–497.
- Nichols, E., & A. Gómez, 2011.** Conservation education needs more parasites. *Biological Conservation* 144: 937–941.
- Nieuwenhuizen, N., M. Jeebhay, & A. L. Lopata, 2009.** Allergies in the workplace Allsa research awards report. Approaches to diagnosing *Anisakis* allergy. *Current Allergy & Clinical Immunology* 22: 132–138.
- Nigmatullin, M. C., & O. A. Shukhgálter, 1990.** Helmintofauna y aspectos ecológicos de las relaciones parasitarias del calamar (*Illex argentinus*) en el Atlántico Sudoccidental. *Frente Marítimo* 7 Sec. A: 57–68.
- Noriega, J. A., A. M. C. Santos, S. C. Aranda, J. Calatayud, I. de Castro, R. V. Espinoza, J. L. Hórreo, N. G. Medina, M. L. Peláez, & J. Hortal, 2015.** ¿Cuál es el alcance de la crisis de la Taxonomía? Conflictos, retos y estrategias para la construcción de una Taxonomía renovada. *Revista IDEA-SEA-Ibero Diversidad Entomológica* 9: 1–16.
- Orensanz, J. M. (Lobo), A. M. Parma, N. Ciocco, & A. Cinti, 2007.** Achievements and Setbacks in the Commercial Diving Fishery of San José Gulf, Argentine Patagonia, en: Tim R. McClanahan, J. C. C. (ed), Fisheries Management: Progress Towards Sustainability. Blackwell Publishing Ltd: 68–87.
- Ortiz, N., & M. E. Ré, 2006.** First report of pseudohermaphroditism in cephalopods. *Journal of Molluscan Studies* 72: 321–323.
- Ortubay, S. G., L. Semenas, C. A. Ubeda, A. E. Quaggiotto, & G. P. Viozzi, 1994.** Catálogo de peces dulceacuícolas de la Patagonia argentina y sus parásitos metazoos. Dirección de Pesca, Subsecretaría de Recursos Naturales, Bariloche, Río Negro, Argentina. 107 pp.
- Overstreet, R. M., & S. S. Curran, 2002.** Superfamily Bucephaloidea Poche, 1907, en: Gibson, D. J., A. Jones, & R. A. Bray (eds), Keys to the Trematoda. Vol. I. CABI Publishing, London: 67–110.
- Paggi, L., S. Mattiucci, D. I. Gibson, B. Berland, G. Nascetti, R. Cianchi, & L. Bullini, 2000.**

- Pseudoterranova decipiens* species A and B (Nematoda, Ascaridoidea): Nomenclatural designation, morphological diagnostic characters and genetic markers. *Systematic Parasitology* 45: 185–197.
- Paggi, L., G. Nascetti, R. Cianchi, P. Orecchia, S. Mattiucci, S. D'Amelio, B. Berland, J. Brattey, J. W. Smith, & L. Bullini, 1991.** Genetic evidence for three species within *Pseudoterranova decipiens* (Nematoda, Ascaridida, Ascaridoidea) in the North Atlantic and Norwegian and Barents Seas. *International Journal for Parasitology* 21: 195–212.
- Paschoal, F., F. M. Vieira, A. D. Cezar, & J. L. Luque, 2014.** *Dichelyne* (*Cucullanellus*) *tornquisti* n. sp. (Nematoda: Cucullanidae) from Corocoro Grunt, *Orthopristis ruber* (Cuvier, 1830) (Perciformes: Haemulidae) from Southeastern Brazil. *Journal of Parasitology* 100: 215–220.
- Pereira, A. N., C. Pantoja, J. L. Luque, & J. T. Timi, 2014.** Parasites of *Urophycis brasiliensis* (Gadiformes: Phycidae) as indicators of marine ecoregions in coastal areas of the South American Atlantic. *Parasitology Research* 113: 4281–4292.
- Perrotta, R. G., & M. F. Sánchez, 1992.** Una vez más acerca de la identificación de las poblaciones de merluza (*Merluccius hubbsi*) en la plataforma argentino-uruguaya. *Frente Marítimo* 12: 39–42.
- Piola, A. R., & A. L. Rivas, 1997.** Corrientes en la Plataforma Continental, en: El Mar Argentino y sus Recursos Pesqueros, Editor: E. Boschi. Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero, Mar del Plata, Argentina 1: 119–132.
- Poulin, R., 2000.** Variation in the intraspecific relationship between fish length and intensity of parasitic infection: biological and statistical causes. *Journal of Fish Biology* 56: 123–137.
- Poulin, R., & T. L. F. Leung, 2010.** Taxonomic resolution in parasite community studies: are things getting worse?. *Parasitology* 137: 1967–1973.
- Poulin, R., & S. Morand, 2004.** Parasite Biodiversity. Smithsonian Institution Press, Washington, DC. 216 pp.
- Pritchard, M. H., & G. O. W. Kruse, 1982.** The collection and preservation of animal parasites. University of Nebraska Press, Nebraska. 141 pp.
- Quijada, J., C. A. Lima dos Santos, & N. Avdalov, 2005.** Enfermedades parasitarias por consumo de pescado. Incidencia en América Latina. *Infopesca Internacional* 24: 16–23.
- Raju, V. V., & K. H. Rao, 1980.** *Capsala andhraensis* n.sp. from *Auxis thazard* and *Allobenedenia pedunculata* n.sp. from *Johnius* sp. *Indian Journal of Parasitology* 4: 1–5.
- Rebolledo, M., M. F. Landaeta, & G. Muñoz, 2014.** Efecto del endoparásito *Proisorhynchoides* sp. (Trematoda: Bucephalidae) en la capacidad de nado sostenido del baunco *Girella laevisfrons* (Osteichthyes : Kyphosidae). *Revista de Biología Marina y Oceanografía* 49: 625–630.
- Rello Yubero, F. J., F. J. Adroher Auroux, & A. Valero López, 2004.** Anisákidos parásitos de peces comerciales. Riesgos asociados a la salud pública. *Anales de la Real Academia de Ciencias Veterinarias de Andalucía Oriental* 17: 173–197.
- Reyes, L. M., & E. A. Crespo, 1999.** Distribution and population size of the southern sea lion (*Otaria*

- flavescens*) in central and southern Chubut, Patagonia, Argentina. *Marine Mammal Science* 15: 478–493.
- Rigby, M. C., J. C. Holmes, T. H. Cribb, & S. Morand, 1997.** Patterns of species diversity in the gastrointestinal helminths of a coral reef fish, *Epinephelus merra* (Serranidae), from French Polynesia and the south Pacific Ocean. *Canadian Journal of Zoology Revue Canadienne de Zoologie* 75: 1818–1827.
- Rivas, A. L., & E. J. Beier, 1990.** Temperature and salinity fields in the Northpatagonic Gulfs. *Oceanologica Acta* 13: 15–20.
- Roberts, L. S., J. J. Janovy, & G. D. Schmidt, 2000.** Foundations of Parasitology. Michael D. Lange. 647 pp.
- Rohde, K., 1993.** Ecology of marine parasites an introduction to marine parasitology. Redwood Books, Bristol. 298 pp.
- Rohde, K., 2005.** Marine Parasitology. CSIRO Publishing, Wallingford. 565 pp.
- Rossin, M. A., & J. T. Timi, 2010.** Parasite assemblages of *Nemadactylus bergi* (Pisces: Latridae): the role of larval stages in the short-scale predictability. *Parasitology Research* 107: 1373–1379.
- Sardella, N. H., M. F. Avendaño, & J. T. Timi, 1998.** Parasite communities of *Genypterus blacodes* and *G. brasiliensis* (Pisces: Ophidiidae) from Argentina. *Helminthologia* 35: 209–218.
- Sardella, N. H., J. A. Etchegoin, & S. R. Martorelli, 1995.** Las comunidades parasitarias de *Micropogonias furnieri* (corvina) en Argentina. *Boletín del Instituto Oceanográfico de Venezuela* 34: 41–47.
- Sardella, N. H., S. Mattiucci, J. T. Timi, R. O. Bastida, D. H. Rodríguez, & G. Nascetti, 2005.** *Corynosoma australe* Johnston, 1937 and *C. cetaceum* Johnston & Best, 1942 (Acanthocephala: Polymorphidae) from marine mammals and fishes in Argentinian waters: allozyme markers and taxonomic status. *Systematic Parasitology* 61: 143–156.
- Sardella, N. H., & J. T. Timi, 1996.** Parasite communities of *Merluccius hubbsi* from the Argentinian-Uruguayan common fishing zone. *Fisheries Research* 27: 81–88.
- Sardella, N. H., & J. T. Timi, 2004.** Parasites of Argentine hake in the Argentine Sea: population and infracommunity structure as evidence for host stock discrimination. *Journal of Fish Biology* 65: 1472–1488.
- Sheng-fa, L., 1994.** On the life cycle of *Proisorhynchus facilis* (Ozaki, 1924) Eckmann, 1932. *Acta Zoologica Sinica*.
- Sindermann, C. J., 1979.** Pollution-associated diseases and abnormalities of fish and shellfish: a review. *Fishery Bulletin* 76: 717–749.
- Skirnisson, K., K. V. Galaktionov, & E. V. Kozminsky, 2004.** Factors influencing the distribution of digenetic trematode infections in a mudsnail (*Hydrobia ventrosa*) population inhabiting salt marsh ponds in Iceland. *Journal of Parasitology* 90: 50–59.

- Smit, N. J., J. G. Van As, & L. Basson, 1999.** A redescription of the adult male and pranzia of *Gnathia africana* Barnard, 1914 (Crustacea, Isopoda, Gnathiidae) from southern Africa. *Folia Parasitologica* 46: 229–240.
- Stunkard, H. W., 1977.** Studies on Tetrphyllidean and tetrahyrnychidean metacestodes from squids taken on the New Engand coast. *Biological Bulletin* 153: 387–412.
- Suárez, A. A., H. L. Capozzo, F. J. Aznar, & J. A. Raga, 2005.** Riqueza de acantocéfalos en el león marino de América del Sur en Quequén, Argentina. *XVII Congreso Latinoamericano de Parasitología*. Mar del Plata, Argentina, 353.
- Sueiro, M. C., E. Bagnato, & M. G. Palacios, 2017.** Parasite infection and immune and health-state in wild fish exposed to marine pollution. *Marine Pollution Bulletin* 119: 320–324.
- Sueiro, M. C., & M. G. Palacios, 2016.** Immunological and health-state parameters in the Patagonian rockfish *Sebastes oculatus*. Their relation to chemical stressors and seasonal changes. *Fish & Shellfish Immunology* 48: 71–78.
- Sures, B., 2006.** How parasitism and pollution affect the physiological homeostasis of aquatic hosts. *Journal of Helminthology* 80: 151–157.
- Suriano, D. M., 1975.** *Tetrasepta dischizosepta* gen. et sp. nov. (Monogenea, Monopisthocotylea) parásito branquial de *Acanthistius brasiliensis* (Cuvier y Valenciennes, 1828) (Pisces, Serranidae) del océano Atlántico sudoccidental. *Physis* 34: 282–290.
- Suriano, D. M., & S. R. Martorelli, 1983.** Estudios parasitológicos en la albufera de Mar Chiquita, provincia de Buenos Aires, República Argentina. *Neotrópica* 29: 195–207.
- Suriano, D. M., & C. A. Sutton, 1981.** Contribución al conocimiento de la fauna parasitológica argentina 7. Digeneos de peces de la plataforma del Mar Argentino. *Revista del Museo de La Plata, Nueva Serie* 124: 261–267.
- Svavarsson, J., & N. L. Bruce, 2012.** New and little-known gnathiid isopod crustaceans (Cymothoidea) from the northern Great Barrier Reef and the Coral Sea. *Zootaxa* 3380: 1–33.
- Szidat, L., 1950.** Los parásitos del róbalo ("*Eleginops maclovinus*" Cuv. & Val.). Primer Congreso Nacional de Pesquerías Marítimas e Industrias Derivadas Imprenta y casa editora "CONI," Buenos Aires 2: 235–270.
- Szidat, L., 1955.** La fauna de parásitos de "*Merluccius hubbsi*" como carácter auxiliar para la solución de problemas sistemáticos y zoogeográficos del género "*Merluccius*" L. *Comunicaciones Científicas del Instituto Nacional de Investigación de las Ciencias Naturales y Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia"* 3: 1–54.
- Szidat, L., 1961.** Versuch einer Zoogeographie des Süd-Atlantik mit hülte von Leitparasiten der meeresfische. *Parasitologische Schriftenreihe* 13: 1–98.
- Szidat, L., 1963.** Los parásitos de los mitílidos y los daños por ellos causados I. Los parásitos de los "mejillines", *Brachydontes rodriguezii* y *Semymitilus algosus*. *Neotrópica* 29: 80–86.

- Szidat, L., 1969.** Los parásitos de la “palometa” *Parona signata* (Jenyms, 1842) Berg, 1895, y su aplicación a problemas zoogeográficos del Atlántico Sur. *Neotrópica* 15: 125–131.
- Szidat, L., & A. Nani, 1951.** Las remoras del Atlántico austral con un estudio de su nutrición natural y de sus parásitos (Pisc. Echeneidae). *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales* 2: 385–417.
- Tanaka, K., 2007.** Life history of gnathiid isopods – current knowledge and future directions. *Plankton & Benthos Research* 2: 1–11.
- Tanzola, D., & S. E. Guagliardo, 2000.** Helminth fauna of the Argentine conger, *Conger orbignyanus* (Pisces: Anguilliformes). *Helminthologia* 37: 229–232.
- Tanzola, D., S. E. Guagliardo, S. M. Brízzola, & M. V. Arias, 1997.** Helminth fauna of *Porichthys porosissimus* (Pisces: Batrachoidiformes) in the estuary of Bahía Blanca Argentina. *Helminthologia* 34: 221–227.
- Tanzola, D., S. E. Guagliardo, S. M. Brízzola, M. V. Arias, & S. E. Botte, 1998.** Parasite assemblage of *Sympterygia bonapartei* (Pisces: Rajidae), an endemic skate of the Southwest Atlantic. *Helminthologia* 35: 123–129.
- Thresher, R. E., 1985.** Distribution, Abundance, and Reproductive Success in the Coral Reef Fish *Acanthochromis polyacanthus*. *Ecology* 66: 1139–1150.
- Timi, J. T., 2003.** Parasites of Argentine anchovy in the south-west Atlantic: latitudinal patterns and their use for discrimination of host populations. *Journal of Fish Biology* 63: 90–107.
- Timi, J. T., 2007.** Parasites as biological tags for stock discrimination in marine fish from South American Atlantic waters. *Journal of Helminthology* 81: 107–111.
- Timi, J. T., & A. L. Lanfranchi, 2009a.** The metazoan parasite communities of the Argentinean sandperch *Pseudoperca semifasciata* (Pisces: Perciformes) and their use to elucidate the stock structure of the host. *Parasitology* 136: 1209–1219.
- Timi, J. T., & A. L. Lanfranchi, 2009b.** The importance of the compound community on the parasite infracommunity structure in a small benthic fish. *Parasitology Research* 104: 295–302.
- Timi, J. T., & A. L. Lanfranchi, 2013.** Ontogenetic changes in heterogeneity of parasite communities of fish: disentangling the relative role of compositional versus abundance variability. *Parasitology* 140: 309–317.
- Timi, J. T., A. L. Lanfranchi, J. A. Etchegoin, & F. Cremonte, 2008.** Parasites of the Brazilian sandperch *Pinguipes brasiliensis* Cuvier: a tool for stock discrimination in the Argentine Sea. *Journal of Fish Biology* 72: 1332–1342.
- Timi, J. T., A. L. Lanfranchi, & J. L. Luque, 2010.** Similarity in parasite communities of the teleost fish *Pinguipes brasiliensis* in the southwestern Atlantic: Infracommunities as a tool to detect geographical patterns. *International Journal for Parasitology* 40: 243–254.
- Timi, J. T., A. L. Lanfranchi, L. E. R. Tavares, & J. L. Luque, 2009.** A new species of *Dichelyne* (Nematoda, Cucullanidae) parasitizing sciaenid fishes from off the South American Atlantic coast.

Acta Parasitologica 54: 45–52.

- Timi, J. T., J. L. Luque, & N. H. Sardella, 2005.** Parasites of *Cynoscion guatucupa* along South American Atlantic coasts: evidence for stock discrimination. *Journal of Fish Biology* 67: 1603–1618.
- Timi, J. T., & K. Mackenzie, 2015.** Parasites in fisheries and mariculture. *Parasitology* 142: 1–4.
- Timi, J. T., S. R. Martorelli, & N. H. Sardella, 1999.** Digenetic trematodes parasitic on *Engraulis anchoita* (Pisces: Engraulidae) from Argentina and Uruguay. *Folia Parasitologica* 46: 132–138.
- Timi, J. T., M. Paoletti, R. Cimmaruta, A. L. Lanfranchi, A. J. Alarcos, L. Garbin, M. George-Nascimento, D. H. Rodríguez, G. V. Giardino, & S. Mattiucci, 2014.** Molecular identification, morphological characterization and new insights into the ecology of larval *Pseudoterranova cattani* in fishes from the Argentine coast with its differentiation from the Antarctic species, *P. decipiens* sp. E (Nematoda: Anisakidae). *Veterinary Parasitology* 199: 59–72.
- Timi, J. T., M. A. Rossin, A. J. Alarcos, P. E. Braicovich, D. M. P. Cantatore, & A. L. Lanfranchi, 2011.** Fish trophic level and the similarity of non-specific larval parasite assemblages. *International Journal for Parasitology* 41: 309–316.
- Timi, J. T., & N. H. Sardella, 2002.** A new species of *Dichelyne* (Nematoda: Cucullanidae) parasitizing *Acanthistius brasilianus* (Pisces: Serranidae) from Argentinean waters. *Journal of Parasitology* 88: 573–576.
- Timi, J. T., N. H. Sardella, & G. T. Navone, 2001.** Parasitic nematodes of *Engraulis anchoita* Hubbs et Marini, 1935 (Pisces, Engraulidae) off the Argentine and Uruguayan coasts, South West Atlantic. *Acta Parasitologica* 46: 186–193.
- Tonini, M. H., & E. D. Palma, 2011.** Respuesta barotrópica de los golfos norpatagónicos argentinos forzados por mareas y vientos. *Latin American Journal of Aquatic Research* 39: 481–498.
- Torres, P., M. I. Jercic, J. C. Weitz, E. K. Dobrew, & R. A. Mercado, 2007.** Human Pseudoterranovosis, an emerging infection in Chile. *Journal of Parasitology* 93: 440–443.
- Tucker, C. S., C. Sommerville, & R. Wootten, 2000.** The effect of temperature and salinity on the settlement and survival of copepodids of *Lepeophtheirus salmonis* (Krøyer, 1837) on Atlantic salmon, *Salmo salar* L. *Journal of Fish Diseases* 23: 309–320.
- Vales, D. G., N. A. García, E. A. Crespo, J. T. Timi, & D. G. Vales, 2011.** Parasites of a marine benthic fish in the Southwestern Atlantic: searching for geographical recurrent patterns of community structure. *Parasitology Research* 108: 261–272.
- Venables, W., & B. Ripley, 2002.** Modern Applied Statistics Using S. Springer, New York, USA. 481 pp.
- Venerus, L. A., 2006.** Dinámica espacial del salmón de mar *Pseudoperca semifasciata* (Cuvier, 1829) (Pinguipedidae) –Implicancias para el uso sustentable de los sistemas de arrecifes rocosos. Universidad de Buenos Aires Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. 190 pp.
- Venerus, L. A., 2010.** La delicada situación de los sistemas de arrecifes rocosos en la Patagonia norte.

Ciencia e Investigación 60: 38–45.

- Venerus, L. A., A. J. Irigoyen, D. E. Galván, & A. M. Parma, 2014.** Spatial dynamics of the Argentine sandperch, *Pseudoperca semifasciata* (Pinguipedidae), in temperate rocky reefs from northern Patagonia, Argentina. *Marine and Freshwater Research* 65: 39–49.
- Vidal-Martínez, V. M., D. Pech, B. Sures, S. T. Purucker, & R. Poulin, 2010.** Can parasites really reveal environmental impact?. *Trends in Parasitology* 26: 44–51.
- Whipps, C. M., & B. K. Diggles, 2006.** *Kudoa alliaris* in flesh of Argentinian hoki *Macruronus magellanicus* (Gadiformes; Merlucciidae). *Diseases of Aquatic Organisms* 69: 259–263.
- Windsor, D. A., 1998.** Controversies in parasitology. Most of the species on Earth are parasites. *International Journal for Parasitology* 28: 1939–1941.
- Woo, P. T. K., 2006.** Fish diseases and disorders. Volume 1. Protozoan and Metazoan infections. CABI Publishing, University of Guelph, Canada. 802 pp.
- Wootton, R., J. W. Smith, & E. A. Needham, 1982.** Aspects of the biology of the parasitic copepods *Lepeophtheirus salmonis* and *Caligus elongatus* on farmed salmonids, and their treatment. *Proceedings of the Royal Society of Edinburgh* 81: 185–197.
- WoRMS, E. B., 2017.** Worms-World Register of Marine Species. <http://www.marinespecies.org/>.
- Yamaguti, S., 1963a.** Systema Helminthum. Volume IV. Monogenea and Aspidocotylea. Interscience Publishers Inc., New York., New York. 699 pp.
- Yamaguti, S., 1963b.** Systema Helminthum. Volume V. Acanthocephala. Interscience Publishers. 423 pp.
- Yang, T., D. C. Kritsky, & S. Yuan, 2004.** Revision of *Allobenedenia* Yamaguti , 1963 (Monogeneoidea : Capsalidae) with the description of *A. zhangii* n. sp. from *Epinephelus fasciatus* (Teleostei: Serranidae) in the South China Sea. *Systematic Parasitology* 59: 223–233.
- Zelikoff, J. T., 1993.** Metal pollution-induced immunomodulation in fish. *Annual Review of Fish Diseases* 305–325.